ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME VI 1er OCTOBRE 1928 N° 4

MÉMOIRES ORIGINAUX

MYCÉTOME A *TORULA JEANSELMEI* LANGERON, 1928 NOUVEAU TYPE DE MYCÉTOME A GRAINS NOIRS

Par Maurice LANGERON

On sait que les mycétomes peuvent être produits par des champignons très variés et c'est précisément sur cette étiologie multiple qu'est basée la classification de Chalmers et Archibald qui est devenue classique. Ces auteurs divisent les mycétomes en deux groupes : les maduromycoses, produites par des champignons macrothalliques, et les actinomycoses, dues à des champignons microsiphonés.

Le cas qui nous occupe appartient à la première catégorie. C'est une maduromycose, mais très différente de toutes celles qui sont connues jusqu'ici. Le professeur Jeanselme, dans le service duquel ce cas a été observé, a bien voulu m'en confier l'étude mycologique. Je lui suis infiniment reconnaissant de cette nouvelle marque de bienveillance qui me permet de faire connaître un champignon pathogène d'un type très particulier, appartenant à un groupe dont la systématique est restée fort obscure.

Le mycétome. — L'observation clinique a été publiée par Jeanselme, L. Huet et F. Lotte, dans le *Bull. de la Soc. française de dermat. et de syphil.* (n° 5, mai 1928), accompagnée d'une note préliminaire où je donne la description sommaire du champignon. Je me contenterai donc de résumer ici les détails cliniques qui intéressent l'étude mycologique de ce mycétome.

Une malade de 49 ans, métisse de la Martinique où elle a vécu jusqu'à 43 ans, entre en avril 1928 dans le service du prof. Jeanselme, au pavillon Bazin, à l'hôpital St-Louis. Elle porte à la par-

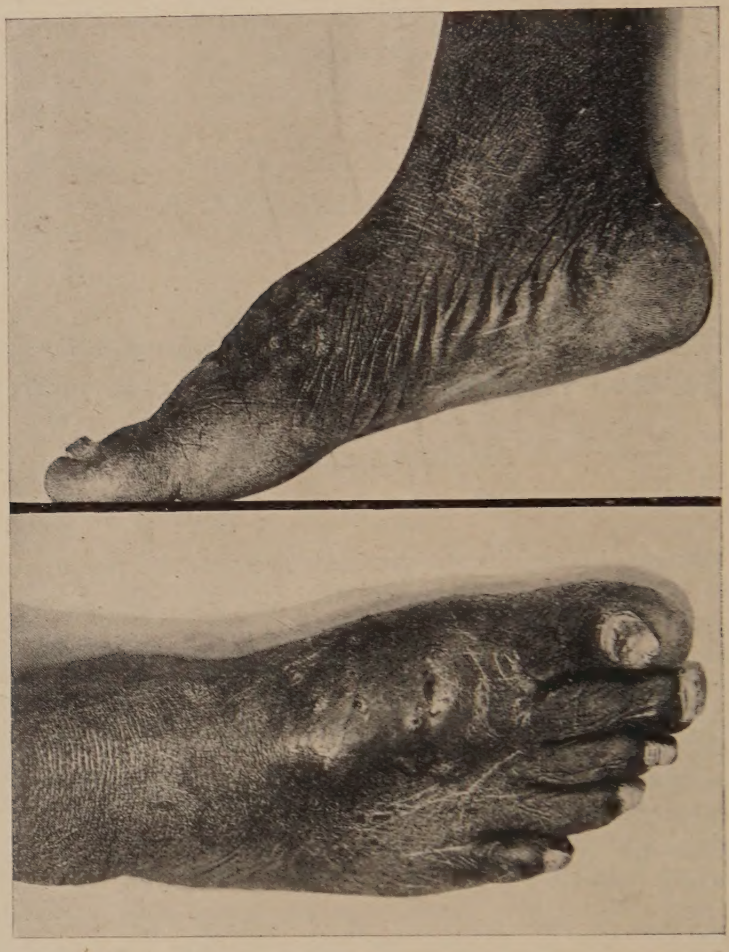

Fig. 1. — Mycétome à *Torula jeanselmei*, aspect extérieur (d'après Jeanselme, Huet et Lotte).

tie dorsale du pied droit (fig. 1) une lésion en relief, sous la forme d'une masse brun-noirâtre, beaucoup plus foncée que les téguments dont la couleur est seulement café au lait. Cette masse est irrégulière, de consistance élastique, assez dure ; elle est un peu mobile sur les plans profonds, mais fait corps avec la peau qui ne

se plisse pas sur elle. La surface porte une dizaine d'élevures, en forme de papules très molles, fluctuantes, couvertes d'un mince tégument. La palpation est peu douloureuse.

D'après l'interrogatoire de la malade, cette lésion n'existait pas à son départ de la Martinique, six ans auparavant. L'enflure aurait commencé à se manifester seulement il y a trois ans ; mais,

FIG. 2. — Coupe de mycétome à *Torula jeanselmei*, montrant la structure des grains vermiculés et la pénétration des leucocytes dans leur cavité.

comme elle n'était pas douloureuse, la malade n'y a fait attention que lorsque la tuméfaction l'a empêchée de se chausser. Deux petites interventions, sous forme de pointes de feu et d'incision exploratrice auraient été pratiquées avant son arrivée à l'hôpital St-Louis.

Anatomie pathologique. — Ce mycétome donne l'impression d'une lésion tout à fait au début et très superficielle. Les grains sont contenus dans de petits abcès sous-épidermiques, formant les élevures ou papules molles, à mince tégument décrites plus

haut. Certaines de ces papules présentent un pertuis très net visible sur les coupes ; on saisit ainsi l'origine des trajets fistuleux caractéristiques des mycétomes. La piqûre infectante a dû se produire sur la face dorsale du pied, ce qui explique pourquoi la plante est restée indemne. Les grains paraissent simplement enchâssés dans le pus. On ne trouve pas trace de cellules géantes, ni de tubercules ou nodosités inflammatoires. J'ai vainement cherché sur les coupes de fragments biopsiés soit des grains au début, soit des éléments mycéliens isolés ou phagocytés. Je n'ai rencontré que des grains bien formés, en suspension dans un pus plus ou moins concret, au voisinage duquel on trouve de petites zones nécrosées.

Les grains noirs. — La ponction des éléments papuleux au vaccinostyle, faite par le Prof. Jeanselme et ses collaborateurs, donna

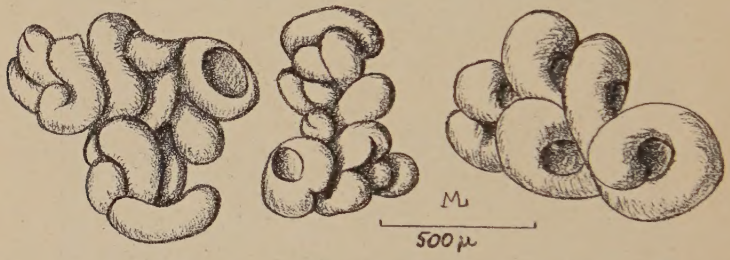

Fig. 3. — Aspect extérieur des grains noirs du mycétome à *Torula jeanselmei*.

issue à du pus jaunâtre, strié de sang et contenant des *grains noirs*, de la dimension d'une tête d'épingle. Ces grains, qui étaient formés d'un feutrage mycélien et de spores, furent, ainsi que le pus, ensemencés sur gélose glycosée de Sabouraud. Les colonies apparurent dès le cinquième jour et me furent remises pour identification. Après quoi, une large biopsie fut pratiquée qui me fournit du matériel pour l'étude histologique et pour de nouvelles cultures. Cette biopsie montra que la tumeur était formée d'un tissu scléreux très dur, s'étendant en profondeur jusqu'à la gaine des tendons. Ces derniers restaient pourtant libres et le squelette était intact, point confirmé par la radiographie.

En outre, au même membre, dans la région du mollet, au tiers moyen de la face interne, se trouvait une gomme arrondie, assez dure, indolente, mobile sous la peau et sur les plans profonds. Cette gomme a été ouverte au moment de la biopsie et a donné issue à du pus jaunâtre, ne renfermant pas de grains noirs. L'ensemencement de ce pus a été négatif.

Ce mycétome ne correspond à aucun des types connus de mycétome à grains noirs. Les *grains* sont très petits, leur dimension ne dépasse guère un millimètre de diamètre et atteint souvent à peine 500 µ. Leur consistance est très molle, ils s'écrasent facilement sous le poids de la lamelle (fig. 6). Ils sont constitués par une sorte de *cordon creux* ou *boyau enroulé ;* il en résulte que leur aspect extérieur est très irrégulier par suite des fortes saillies que forment les coudes du boyau (fig. 3). Cette structure comporte un *très faible développement de la substance interstitielle :* les éléments du boyau sont des filaments mycéliens très courts et surtout des corpuscules arrondis ou obscurément anguleux par suite de la pression réciproque (fig. 4 et 5).

Les cultures réussissent très facilement sur tous les milieux usuels : les grains ensemencés se recouvrent en 24 heures d'un

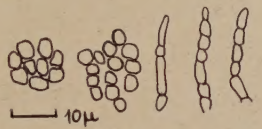

FIG. 4. — Eléments des grains noirs du mycétome à *Torula jeanselmei*.

duvet noirâtre à reflets verdâtres. Ces cultures se développent rapidement à l'étuve à 20-25° ; le champignon ne paraît donc pas thermophile. Les colonies, bien que très colorées, ne sécrètent pas de pigment ; les milieux restent incolores. Il ne se forme ni sclérotes, ni chlamydospores. Toutefois, sur certains tubes de gélose, les colonies ont pris un aspect vermiculé qui rappelle tout à fait celui des grains et la structure microscopique de ces colonies présente aussi l'aspect d'un cordon creux.

Les caractères que nous venons d'énumérer permettent de distinguer ces grains de ceux de tous les autres mycétomes à grains noirs. Les grains des divers *Madurella* sont durs, compacts et leur contour est irrégulier et verruqueux. Leurs dimensions sont généralement un peu plus grandes et peuvent atteindre 2 millimètres. Les filaments mycéliens sont toujours noyés dans une substance interstitielle abondante. Les colonies secrètent un pigment de couleur foncée qui diffuse rapidement dans les milieux de culture.

Les grains des mycétomes à *Glenospora khartoumensis* et *G. semoni* n'ont pas été très soigneusement décrits, aussi nous manque-t-il à leur sujet un certain nombre de caractères ; nous savons toutefois que leur nature compacte et l'existence d'une substance

interstitielle secrétée par les filaments suffisent pour éliminer tout rapprochement avec ce type. Il en est de même pour les grains du *Scedosporium sclerotiale*.

On connaît plusieurs types de mycétomes dans lesquels les grains sont formés d'un boyau enroulé, dont l'aspect rappelle celui des

Fig. 5. — Coupe fortement grossie d'une portion d'un grain de mycétome à *Torula jeanselmei*, montrant la zone périphérique d'arthrospores avec un peu de substance interstitielle et la cavité centrale avec les extrémités libres des filaments.

excréments de vers de terre. On peut éliminer tout d'abord l'*Indiella reynieri*, puisque, dans ce mycétome, les grains sont blancs. Il en est de même pour le très curieux mycétome actinomycosique étudié à San Salvador par A. Reina Guerra ; dans ce mycétome, les grains sont mous et vermiculés ou spiralés, mais ce sont des grains jaunes et il s'agit d'un actinomycète.

Les grains noirs de l'*Aspergillus bouffardi*, bien que vermiculés,

ont une structure tout à fait différente de celle des grains que nous étudions. Ils sont constitués par un feutrage épais de longs filaments mycéliens. En outre, il s'agit d'un *Aspergillus,* puisque Brumpt, qui a décrit ces grains, y a vu des têtes aspergillaires tout à fait typiques ; or le champignon que nous décrivons donne des colonies très différentes de celles des *Aspergillus.*

FIG. 6. — Grains noirs du mycétome à *Torula jeanselmei,* × 70.

Les grains du mycétome à *Glenospora clapieri* sont formés aussi d'un boyau enroulé, mais les cultures obtenues avec ces grains sont celles d'un aleuriosporé. Enfin, récemment, Reina Guerra, puis Peralta Lagos, ont décrit à San Salvador trois cas de mycétome à grains noirs constitués aussi par un boyau enroulé, mais la description de ces grains et des cultures qui ont été obtenues par leur ensemencement est trop incomplète pour qu'on puisse établir une comparaison.

Le champignon obtenu soit dans les cultures du Prof. Jean-

selme et de ses collaborateurs, soit dans les nôtres, présente les caractères suivants : les colonies sont formées d'une part de filaments mycéliens cloisonnés, fortement colorés, généralement coremiés au point de former des mèches ; d'autre part de spores très nombreuses et très caduques, capables de bourgeonner et répondant tout à fait à la définition des blastospores. Cette description s'accorde avec celle du genre *Torula*, telle qu'elle a été donnée par Persoon et précisée par Saccardo.

Le genre *Torula*. — La synonymie du genre *Torula* est très compliquée parce que faute de règles de nomenclature et de diagnoses précises, ce nom a été appliqué par les anciens mycologues à des champignons très éloignés les uns des autres. Il s'est produit pour les *Torula* la même confusion que pour les genres *Oidium*, *Oospora*, *Streptothrix*, *Acladium*, *Monilia*, etc., etc. Ces divers noms ont été employés dans un sens très différent de celui qu'avait en vue leur créateur ou même ont servi à désigner tout à fait au hasard et sans aucune précision des formes mycéliennes quelconques. Ce dernier abus est devenu si grave que plusieurs de ces termes (*Oidium*, *Oospora*) ont presque perdu toute valeur systématique. Aussi l'une des tâches de la mycologie est-elle de rétablir la priorité et la diagnose exacte des genres imprécis.

Il est à remarquer que cet emploi irraisonné des noms génériques s'est surtout produit dans des groupes à morphologie très uniforme, où les caractères différentiels sont peu nets et les espèces nombreuses, tels que les actinomycètes et les champignons levuriformes. La question est réglée pour les actinomycètes. La création par Vuillemin du groupe des microsiphonés a permis de délimiter exactement le domaine de ces champignons et les décisions du Comité de la Société des bactériologistes américains ont abouti, conformément au Code international de nomenclature, au rétablissement du genre *Actinomyces* Harz, 1877. Une tâche analogue reste à accomplir pour les champignons levuriformes anascosporés. Les travaux de Vuillemin, tout d'abord, puis les monographies de Berkhout, Ota, Ciferri, Redaelli, etc., permettent d'espérer que la nomenclature de ce groupe difficile sera bientôt fixée.

En ce qui concerne le genre *Torula*, une monographie récente de R. Ciferri a précisé sa synonymie. C'est surtout à ce travail très complet et très documenté que nous emprunterons les indications qui vont suivre. La priorité du genre *Torula* appartient incontestablement à Persoon qui, dès 1796, décrivait sous ce nom, dans ses *Observationes mycologicæ*, un *Torula monilis*, découvert sur un végétal herbacé. Quelques années plus tard, dans son

Synopsis methodica fungorum, paru en 1801, Persoon faisait de *Torula* un sous-genre de *Monilia*. Puis enfin, en 1822, dans sa *Mycologia europæa*, le genre *Torula* est de nouveau séparé des *Monilia* et reprend son individualité. Plus tard, Saccardo consacre sa valeur systématique en fixant ses limites et sa diagnose, d'abord dans son *Conspectus* (1880), puis définitivement dans le *Sylloge* (1882). Lindau adopte la nomenclature de Saccardo avec des modifications de détail dans le groupement des nombreuses espèces, d'ailleurs hétérogènes, qui ont été réunies sous le nom de *Torula*.

Le genre *Torula* Persoon, 1796, emend. Saccardo, 1880, paraît donc bien défini, possède une diagnose précise et vient prendre place, parmi les Hyphomycètes, dans la section des Dématiées (hyphomycètes à thalle fuligineux), parmi les Micronémées amérosporées, suivant la classification de Saccardo et de Lindau.

Malheureusement, plus de trente ans après la publication du *Synopsis* de Persoon, Turpin, sans penser que le nom était préoccupé, car à cette époque (1838) les règles de la nomenclature n'étaient pas encore très strictes, applique le nom de *Torula* à des levures observées au cours de fermentations alcooliques et acétiques. Pasteur à son tour emploie le terme de *Torula* pour désigner des champignons levuriformes, dépourvus de pouvoir fermentatif, qu'il considérait comme très proches parents des véritables levures. Mais, sous sa plume, les mots *Torula* et *Mycoderma* n'avaient pas le sens systématique précis qu'ils ont pris aujourd'hui en nomenclature. Hansen (1888) modifie encore une fois le sens du mot *Torula* et désigne sous ce nom les levures asporogènes. Enfin Will, au cours des travaux qu'il a publiés sur ces levures, conserve le genre *Torula*, au sens Turpin-Pasteur-Hansen mais en en précisant la diagnose, de sorte que sa désignation complète devient *Torula* Turpin, 1838, sensu Pasteur-Hansen, emend. Will, 1917. En ce sens, les *Torula* ne sont plus des Dématiées, mais des Mucédinées, c'est-à-dire des Hyphomycètes incolores ou au moins sans pigment fuligineux.

Voilà donc deux groupes de champignons très éloignés l'un de l'autre qui portent le même nom de *Torula*. L'un comprend des formes filamenteuses, noires ou au moins fuligineuses, produisant des blastospores ou se dissociant plus ou moins facilement en chaînettes de conidies. Dans l'autre, on a réuni toutes les formes levures incolores, se multipliant par bourgeonnement et pouvant, dans certaines conditions, donner naissance à une ébauche de mycelium, mais ne formant jamais d'asques ni d'ascospores. En vertu de la loi de priorité, seul le premier groupe doit porter le nom de *Torula*, Persoon, 1796, emend. Saccardo, 1880, et *Torula*, Turpin, 1838,

sensu Pasteur-Hansen, emend. Will, 1917, tombe en synonymie. D'ailleurs le *Torula cerevisiæ* Turpin n'est certainement pas autre chose que le *Saccharomyces cerevisiæ* qui est une levure ascosporée.

La confusion produite par Turpin a été très fâcheuse, car les levures sont beaucoup mieux connues que les *Torula* de Persoon et ont fait l'objet d'un bien plus grand nombre de travaux à cause de leur importance biologique et industrielle. Les publications de Pasteur, Hansen, Will, Lindner, etc. ont donc fait prévaloir l'usage du terme *Torula,* appliqué aux levures asporogènes. Son impropriété a échappé aux biologistes non initiés aux règles de la systématique. Pour obvier à cet inconvénient et pour remplacer le terme *Torula* tombé en synonymie, Ciferri propose, pour désigner les levures asporogènes, les noms de *Torulopsis* Berlese, 1894, emend. Ciferri, 1925, nec Oudemans, 1903 et *Eutorulopsis* Ciferri, 1925 pour les espèces non apiculées et le nom de *Klöckeria* Jancke, 1923 pour les espèces apiculées.

La diagnose du genre *Torula,* au sens Persoon-Saccardo, peut donc être établie comme il suit :

Torula Persoon, 1796 (*Synopsis,* p. 693 ; *Mycol. europ.,* I, 20). — Saccardo, *Michelia,* II, 21, 1880, *emend. ; Sylloge,* IV, p. 247. — Nec Turpin, 1838 (*C. R. Acad. sc.,* VIII, p. 369) sensu Pasteur, 1876 (*Etudes sur la bière,* p. 387), Hansen, 1888 (*C. R. Labo. Carlsberg,* II), *emend.* Will (*Ctrlbl. für Bakt.,* II Abt., XLVI, 1916-1917, p. 226).

Hyphes stériles nulles ou développées et alors duveteuses, ramifiées, septées, hyalines ou fuligineuses. *Conidiophores* absents ou simplement représentés par de courts rameaux latéraux. Les éléments reproducteurs peuvent être formés simplement par la désarticulation de la totalité des filaments (*arthrospores*) ; ils peuvent aussi naître directement des filaments, soit sous forme de *blastospores,* qui bourgeonnent à leur tour en formant de nouvelles colonies, soit enfin sous forme de chaînettes de véritables *conidies,* qui se dissocient ensuite plus ou moins complètement. Toutes ces spores sont de couleur foncée : noir, brun ; brun-olivâtre ou gris ; leur forme est variable : arrondie, elliptique, ovoïde ou presque fusiforme ; elles sont lisses (sous-genre *Eutorula*) ou rugueuses et quelquefois verruqueuses (sous-genre *Trachytora* Sacc.).

Oudemans, puis Saccardo et D. Saccardo, ont séparé du genre *Torula* les espèces chez lesquelles le mycélium et les conidiophores sont hyalins, tandis que les conidies restent fuligineuses. Oudemans (1903) avait proposé pour ces espèces le nom de *Toru-*

lopsis, mais celui-ci tombe en synonymie devant *Torulopsis* Berlese, 1894, créé justement pour remplacer *Torula* Turpin, 1838. Saccardo et D. Saccardo ont donc créé pour ces espèces dans le *Sylloge* (XVIII, 1906, p. 566) le terme *Torulina*. Lindau n'a pas accepté ce groupement qu'il trouve insuffisamment justifié.

D'ailleurs pour Lindau, et c'est aussi notre impression, le genre *Torula* Persoon, tel qu'il est compris actuellement, est formé d'éléments hétérogènes. Lindau propose de les grouper suivant quatre types morphologiques, mais sans appliquer lui-même cette classification :

1° Mycelium uniquement formé d'articles noueux qui finissent par se dissocier (type de *T. rhododendri* Kunze, 1829) ; ce type passe au genre *Hormiscium* Kunze, 1817.

2° Mycelium d'abord filamenteux, se transformant peu à peu, par cloisonnement centripète, en une chaînette de conidies (type des *T. antennata, T. monilioides, T. jaapii*).

3° Mycelium filamenteux dont les extrémités se désarticulent ou bourgeonnent pour former des conidies ; celles-ci bourgeonnent à leur tour pour donner une masse d'éléments levuriformes (type *T. grumulosa* Lindau, 1907).

4° Mycelium bien développé, souvent hyalin, ramifié, portant de véritables chaînettes de conidies à l'extrémité des rameaux (type *T. convoluta* Harz, 1871).

Si on voulait appliquer à ces types la classification de Vuillemin pour les Hyphomycètes, le 1er et le 2^{e} groupes seraient des thallosporés arthrosporés, le 3^{e} groupe des thallosporés blastosporés et le 4^{e} groupe des conidiosporés. Le genre *Torula* devra donc être démembré, mais ce travail est actuellement impossible, car les espèces rattachées à ce genre sont pour la plupart trop imparfaitement décrites et insuffisamment connues.

Ota, dans son mémoire sur les levures anascosporées (1924), a discuté la synonymie et la valeur des genres *Torula* Turpin et *Torula* Persoon. Pour éviter toute confusion, il propose de remplacer *Torula* Turpin par *Cryptococcus* Kützing qui renfermerait toutes les levures asporogènes ne formant jamais de mycelium. Quant aux champignons réunis par Saccardo et Lindau dans le genre *Torula* Persoon, Ota, pour appliquer la classification de Vuillemin, qui supprime la distinction entre Mucédinées et Dématiées, propose de les joindre au genre *Scopulariopsis* Bainier, 1907. Mais je vois à cette assimilation une objection très grave, c'est que la chaîne de conidies des *Scopulariopsis* naît d'une phialide, organe qui paraît absent chez les *Torula*. En outre, les conidies des *Sco-*

pulariopsis possèdent un disjoncteur, ce qui n'est pas le cas des *Torula*. Il est possible qu'il y ait des *Scopulariopsis* parmi les *Torula*, notamment dans le 4e groupe de Lindau, mais ce ne peut être le cas des trois premiers groupes.

En résumé, les *Torula*, au sens de Persoon-Saccardo, sont des champignons filamenteux à pigment noir ou fuligineux (Dématiées), tandis que les *Torula* au sens Turpin-Pasteur-Hansen-Will et plur. auct. sont des blastosporés ou levures non pigmentées ou à pigment autre que le pigment noir (levures roses) (Mucédinées). Appliquant la loi de priorité, R. Ciferri propose de conserver seulement la dénomination la plus ancienne créée par Persoon. Les seuls véritables *Torula* seront donc des champignons à pigment noir, généralement filamenteux et pouvant former des blastospores. Par suite, la dénomination de Turpin tombe en synonymie.

Nous avons adopté la terminologie de Ciferri, qui est très rationnelle et nous avons rangé le champignon, isolé de ce mycétome par le Prof. Jeanselme et par nous, dans le genre *Torula* Persoon, 1796, Saccardo *emend.*

Il restait à déterminer le nom de l'espèce. On a décrit un grand nombre de *Torula* qui sont presque tous des parasites des plantes. La description de ces espèces, qui n'ont généralement été vues qu'une fois, est presque toujours des plus sommaires. Les caractères indiqués sont ceux que le champignon présente à l'état parasitaire ou saprophytique sur le support végétal. Aucune de ces espèces ne paraît avoir été cultivée. Il nous a donc été impossible d'identifier notre champignon à aucune de celles-ci. Aussi avons-nous proposé pour lui le nom de *Torula jeanselmei*. Nous sommes heureux de le dédier au Prof. Jeanselme, en reconnaissance de la bienveillance qu'il nous a si souvent témoignée et de l'honneur qu'il nous a fait en nous confiant l'étude de ce champignon. En voici donc la description :

Le *Torula jeanselmei* Langeron, 1928. — *Etat parasitaire dans le mycétome.* — Mycelium formant des grains noirs très petits, mesurant de 500 μ à 1 mm. de diamètre au maximum, de consistance très molle, de forme irrégulière, bosselés, creux, constitués par une sorte de boyau plus ou moins cylindrique, enroulé sur lui-même, donnant aux grains l'aspect d'excréments de vers de terre (fig. 3). La consistance molle de ces grains est due au peu de développement de la substance interstitielle et à la faible union que présentent entre eux les éléments mycéliens. Ceux-ci sont représentés (fig. 4 et 5) par des arthrospores isolées, mesurant 4 μ 5 à 5 μ, ou par de courts filaments, de 2 μ 5 à 3 μ de diamètre, à parois

plus ou moins épaisses, formant des chaînes d'arthrospores qui ne tardent pas à se dissocier. Les éléments qui en résultent sont légèrement cimentés à la périphérie par une mince couche de substance interstitielle, mais les extrémités des filaments sont libres dans la cavité du boyau (fig. 6 et 7). Dans celle-ci on trouve aussi des leucocytes qui pénètrent par des pertuis visibles sur les coupes (fig. 2

Fig. 7. — Coupe de mycétome à *Torula jeanselmei* montrant diverses portions du boyau mycélien d'un grain noir remplies de leucocytes.

et 7). Ce fait montre que le boyau n'est pas clos mais qu'il affecte la forme d'une gouttière ou d'un demi-cylindre.

Etat saprophytique dans les cultures. — Les cultures réussissent très facilement sur tous les milieux usuels et se développent rapidement à l'étuve à 22-25°, soit en partant des grains, soit en pratiquant des réensemencements. Les milieux employés ont été les géloses glycosée et peptonée de Sabouraud, la gélose au moût de bière, la pomme de terre glycérinée, la carotte, l'eau de pomme de terre.

En étudiant le développement d'une culture en goutte pendante, on observe les stades suivants. Les spores ou les fragments

de mycelium donnent d'abord naissance à des chaînes d'éléments globuleux (fig. 8 *a* et *e*). Ceux-ci ne tardent pas à s'allonger et commencent à produire latéralement de grosses spores ovales ou arrondies, qui apparaissent toujours au-dessous et au voisinage d'une cloison ; elles sont isolées ou géminées (fig. 8 *b*, *d*) ; souvent elles forment un bourgeon (fig. 8 *f*) ; elles sont très caduques, aussi dès qu'une colonie a pris la forme étoilée, la voit-on

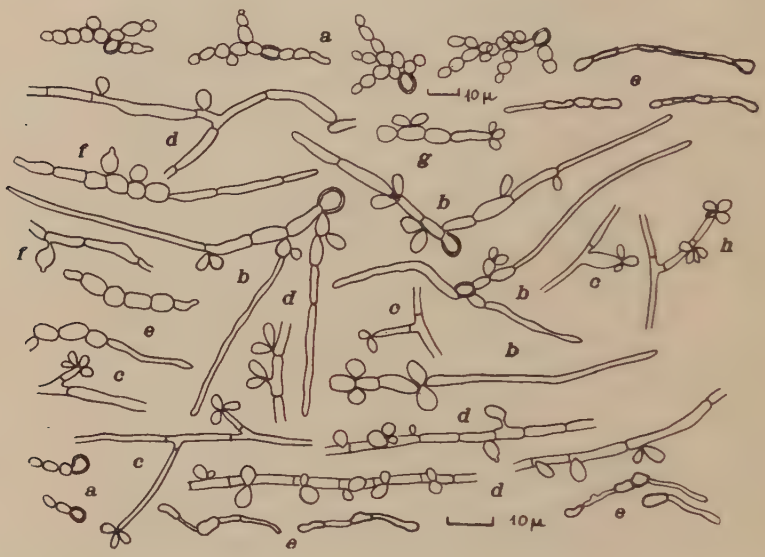

Fig. 8. — Eléments des cultures en cellule de *Torula jeanselmei* ; *a*, chaîne d'éléments globuleux au début ; *b*, formation des blastospores latérales ; *c*, bouquets de blastospores ; *d*, blastospores latérales isolées ou géminées ; *e*, début de végétation aux dépens de fragments mycéliens ; *f*, blastospores latérales bourgeonnantes ; *g*, bouquet précoce de blastospores ; *h*, bouquet latéral de blastospores.

s'entourer d'une multitude de ces spores (fig. 9). Celles-ci bourgeonnent immédiatement et donnent naissance, par le processus que nous venons de décrire, à d'autres petites colonies étoilées qui s'entourent aussi d'un nuage de spores. Le mode d'apparition de ces spores, leur caducité, leur faculté de bourgeonner, nous permettent de les considérer comme des *blastospores*.

Lorsque les filaments se sont accrus à la périphérie de la colonie, la production des blastospores latérales (fig. 8, *d*) devient moins active et on voit apparaître les bouquets terminaux (fig. 8 *c* et fig. 10). Ceux-ci naissent à l'extrémité de rameaux latéraux, non différenciés en véritables conidiophores ; ces rameaux, comme les

spores latérales, naissent au-dessous et au voisinage d'une cloison; ils forment toujours une cloison près de leur base, puis plusieurs autres, de 12 μ en 12 μ, si leur longueur dépasse ce chiffre. Les bouquets sont formés de 3 à 8 spores allongées, mesurant en moyenne 2 μ 5 sur 5 μ. Ces spores sont aussi très caduques, mais le rameau fertile continue à former d'autres, au fur et à mesure

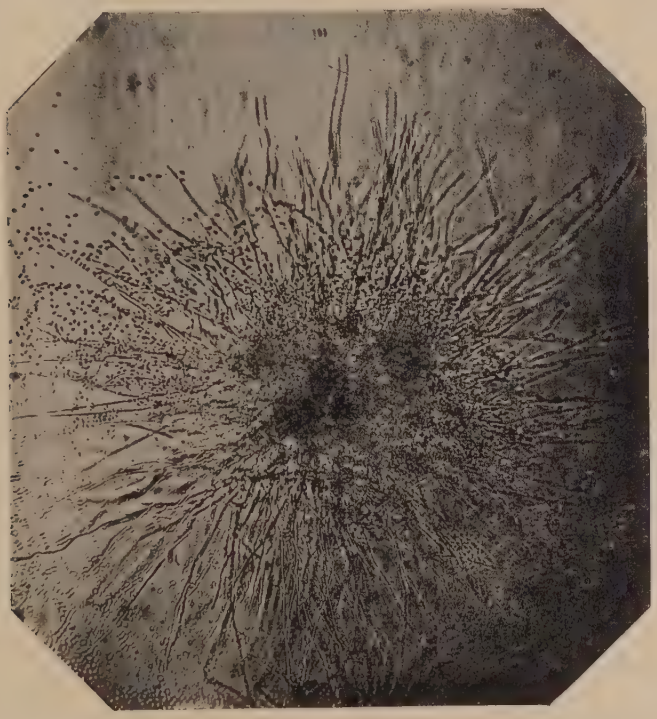

Fig. 9. — Jeune culture en cellule de *Torula jeanselmei* montrant une colonie étoilée entourée de blastospores.

de leur chute. Les bouquets latéraux sont rares (fig. 8, *h*). Les spores sont généralement sessiles ; plus rarement elles ont un pédicelle ou bien encore la paroi du filament porte un denticule à peine visible (fig. 8, *d*).

Comme toujours, les milieux liquides sont plus favorables à la formation des filaments, tandis que sur les milieux solides les blastospores sont plus abondantes. Aussi observe-t-on finalement, sur les milieux solides, des filaments ramifiés et cloisonnés, noyés dans une masse de blastospores (fig. 12, *a*), dont la plupart sont munies

d'un bourgeon. La pigmentation est précoce ; elle est plus accentuée sur milieux solides que sur milieux liquides. Sur milieux solides gélosés, les filaments sont souvent corémiés, au point de former des mèches ; à ce niveau, ils sont très grêles, rectilignes et les cloisons y sont peu apparentes, leur base est plus épaisse, nettement cloisonnée et formée d'articles en tonnelet (fig. 11 et 12, *c*) qui lui donnent un aspect toruleux. Il est probable que ces articles

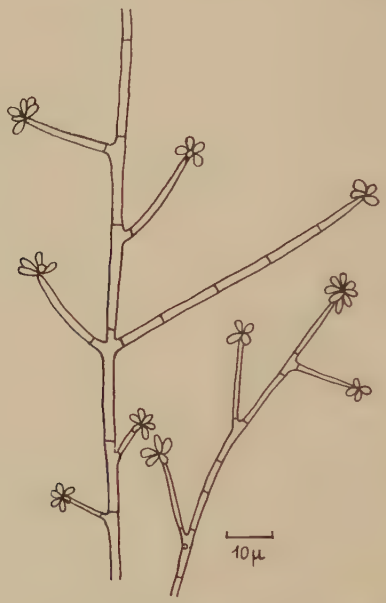

Fig. 10. — Bouquets de blastospores à l'extrémité de rameaux.

se dissocient dans la suite, sous forme d'arthrospores et donnent les masses fortement colorées, constituées par des articles arrondis étroitement accolés qu'on trouve dans les portions les plus âgées des cultures sur milieux solides. La structure de ces parties rappelle tout à fait celle des grains du mycétome.

Les filaments toruleux à articles en tonnelet sont surtout visibles dans les cultures sur pomme de terre et sur carotte parce que les colonies sont plus facilement dissociables (fig. 11). Sur ces filaments, et surtout sur le mycelium plus grêle des cultures sur gélose glycosée, on voit naître des blastospores très allongées et terminées par un petit bourgeon (fig. 11 et fig. 12, *d*). Cette modification est très probablement due à la haute teneur en sucre du milieu d'épreuve de Sabouraud. Enfin, sur ce même milieu, on voit appa-

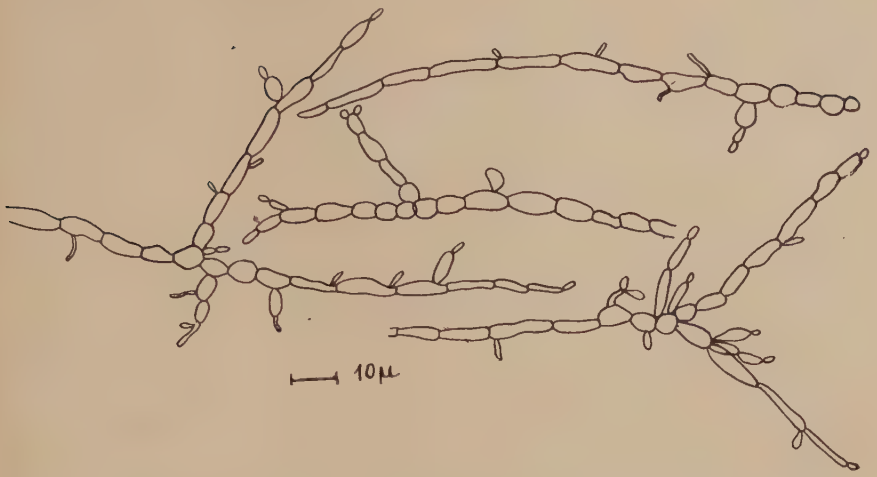

Fig. 11. — Eléments toruleux de *Torula jeanselmei* sur pomme de terre glycérinée.

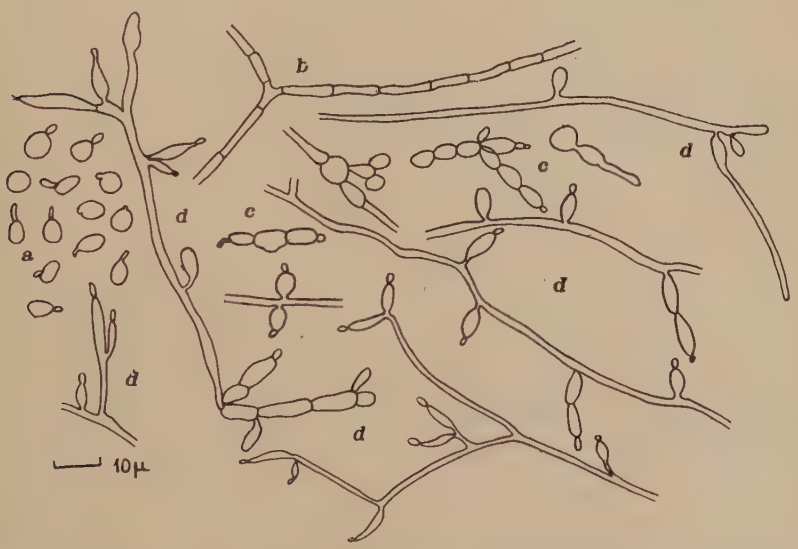

Fig. 12. — Eléments de *Torula jeanselmei* sur gélose glycosée de Sabouraud : *a*, blastospores bourgeonnantes ; *b*, cloisonnement du mycelium ; *c*, éléments en tonnelet et blastospores ; *d*, blastospores allongées et bourgeonnantes.

raître, dans les colonies âgées, une substance interstitielle fuligineuse qui se dépose entre les filaments et blastospores, sous forme de très fines granulations et qui ressemble tout à fait au ciment qui réunit les éléments de la partie superficielle des grains.

En résumé, on peut établir comme il suit la diagnose du *Torula jeanselmei :*

Torula jeanselmei Langeron, 1928 (*Bull. Soc. française de dermat. et syphil.*, mai 1928). — *Mycelium* bien développé, filamenteux, souvent corémié, de couleur fuligineuse. Hyphes ramifiées, cloisonnées, formées à la base d'articles en tonnelet, d'aspect toruleux, de 5 µ à 5 µ, 5 de diamètre, et plus haut d'articles allongés et étroits (diam. : 2 µ à 2 µ, 5). *Blastospores* arrondies ou allongées, très caduques, latérales ou terminales, ces dernières en bouquets au sommet de rameaux latéraux ; ces blastospores bourgeonnent rapidement, quelquefois même avant leur chute, et donnent naissance à de nouvelles colonies. *Arthrospores* formées par désarticulation des éléments toruleux, à la base des filaments mycéliens.

On voit que cette description coïncide, au moins en ce qui concerne les blastospores et les arthrospores, avec la diagnose du genre *Torula* donnée par Saccardo et Lindau et rapportée plus haut. Le *Torula jeanselmei* doit prendre place dans le 3e groupe de Lindau, dont l'espèce type est *Torula grumulosa* Lindau, 1907 et dans lequel on observe des arthrospores et des blastospores. Dans la classification de Vuillemin, il doit être rangé parmi les Thallosporés blastosporés, car la multiplication par arthrospores paraît être un phénomène accessoire. C'est en somme une levure anascosporée noire, à mycelium très développé.

Résumé

Ce mémoire est consacré à la description d'un nouveau type de mycétome à grains noirs, observé à Paris chez une mulâtresse de la Martinique. Les grains sont formés par un champignon qui est rapporté au genre *Torula*. La synonymie et la diagnose de ce genre mal connu et mal défini sont étudiées en détail. Le champignon, pour lequel a été proposé le nom de *Torula jeanselmei* Langeron, 1928, est décrit à l'état parasitaire, dans les grains noirs du mycétome, et à l'état saprophytique dans les cultures sur différents milieux. Sa morphologie permet de mieux préciser la diagnose du genre *Torula*.

Bibliographie

Brumpt (E.). — *Précis de parasitologie*, 4e édition, Paris, Masson, 1927 ; cf. p. 1145 *et seq. passim*.

Ciferri (R.). — Studi sulle *Torulopsidaceæ*. *Atti R. Istit. bot. Univ. Pavia*, (3), II, 1925, p. 129-146.

JEANSELME, HUET et LOTTE. — Nouveau type de mycétome à grains noirs, dû à une *Torula* non encore décrite. *Bull. Soc. française de dermat. et syphil.*, mai 1928.

LANGERON (M.). — Mycétomes. *Nouveau Traité de médecine*, Paris, Masson, 2e édition, fasc. IV, p. 445-472.

LINDAU (G.). — Fungi imperfecti, Hyphomycetes. *Rabenhorst's Kryptogamen-Flora*, VIII, p. 567. Leipzig, 1907.

OTA (M.). — Beiträge zur Morphologie, Biologie und Systematik der pathogenen, asporogenen Sprosspilze. *Dermat. Woch.*, LXXVIII, 1924, p. 210.

PERSOON (C. H.). — *Observationes mycologicæ*, Leipzig, Wolf, 1796-1799 ; *Synopsis methodica fungorum*, Göttingue, Dietrich, 1801, cf. p. 693 ; *Mycologia europæa*, I, Erlangen, 1822, cf. p. 20.

SACCARDO (P.-A.). — *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum*, IV, 1886, p. 247 et XVIII, 1906, p. 566.

TURPIN (P.-J.-F.). — Sur la cause et les effets de la fermentation alcoolique et acéteuse. *C. R. Acad. sc. Paris*, VII, 1838, p. 369-402 ; *Liebig's Annalen*, XXIX, 1839, p. 93-100.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

RECHERCHES SUR LA SPÉCIFICITÉ PARASITAIRE DES COCCIDIES

Par **Charles CORCUFF**

I. Spécificité parasitaire des Coccidies

La spécificité parasitaire des coccidies est fort intéressante à préciser car elle est à la base de toute prophylaxie des coccidioses tant humaines qu'animales. En effet, il est important de savoir si la coccidie hébergée par tel ou tel animal est capable d'infecter l'homme ; dans ce cas, l'animal en question devient un réservoir de virus et doit être traité comme tel. Nous voyons là un des aspects du problème général de la spécificité parasitaire. Or ce problème, agité par de nombreux auteurs, envisagé de maintes façons, est resté dans bien des points assez obscur. Nous allons voir quelle opinion on peut être amené à se faire en ce qui concerne le groupe des coccidies.

La première coccidie fut trouvée chez le lapin. Leuwenhoeck, à en croire Dobell, avait dès le XVII[e] siècle noté la présence d'oocystes dans la bile de cet animal ; mais c'est en 1839 seulement que Hake en donna une description ; il les prit toutefois pour des globules de pus ; les auteurs suivants ne tardèrent pas cependant à reconnaître la nature parasitaire des oocystes trouvés tant dans le foie que dans l'intestin. Bien que Leuckart eût considéré comme distinct le parasite du foie et celui de l'intestin, d'autres auteurs voulurent y voir au contraire une seule espèce ; en outre on rapporta à cette espèce avec la plus grande facilité, et sans autre recherche, des oocystes de coccidie rencontrés chez l'homme ou chez d'autres mammifères. Dans l'opinion de beaucoup d'auteurs, « la coccidie du lapin » fut pendant longtemps la coccidie par excellence, la seule du genre *Eimeria* et capable d'être rencontrée un peu partout.

On connaissait d'autre part chez le chien et le chat une coccidie appartenant celle-là au genre *Isospora*. Eimer signala chez l'homme une coccidie analogue. Il fut admis longtemps que le parasite humain n'était autre que le parasite animal.

Les cas de coccidiose humaine, signalés par la suite, d'ailleurs

Annales de Parasitologie, t. VI, n° 4. — 1[er] octobre 1928, p. 404-418.

fort rares et généralement peu précis, furent ainsi considérés de façon générale comme des infections accidentelles de l'homme par des parasites d'animaux.

Mais survint avec la guerre l'habitude des examens microscopiques des selles : ceux-ci montrèrent que l'homme présentait beaucoup plus fréquemment qu'on ne pensait des oocystes de coccidie. Dobell (1919) reprenant alors l'étude des cas précédemment connus fut amené à la conclusion que toutes les coccidies signalées chez l'homme étaient vraisemblablement particulières à l'homme et qu'il n'y avait aucune preuve de leur origine animale. Wenyon, en 1922, étudia de près les coccidies des chiens et des chats et leur rapport avec la coccidie humaine ; il montra que les *Isospora* des chiens et des chats étaient communes à ces deux espèces, qu'elles étaient plus nombreuses qu'on ne pensait, et enfin que l'*Isospora* humaine, que l'on rencontrait assez fréquemment, en était nettement différente.

En ce qui concerne également les coccidies des animaux, la même incertitude à l'égard de leur spécificité que pour les coccidies de l'homme a régné pendant longtemps : c'est ainsi que tandis que certains auteurs considéraient la coccidie des bovidés comme une espèce spéciale *Eimeria zurnii*, d'autres ne voulaient voir en elle que « la coccidie » du lapin ; de même on rapporta la coccidie du mouton à celle du bœuf.

C'était en somme nier toute spécificité parasitaire et aboutir à la confusion la plus complète. Il faut cependant reconnaître que de tout temps certains auteurs, généralement non suivis, soutinrent l'opinion pluraliste ; et c'est celle-ci qui, grâce aux travaux récents, tend maintenant à prévaloir, encore que la question soit loin d'être élucidée dans tous ses détails.

Cette confusion d'ailleurs se comprend facilement si l'on examine d'un peu plus près les bases que l'on peut avoir pour se faire une opinion. Dans la plupart des cas, le diagnostic de la coccidie a porté sur l'oocyste tel qu'on le rencontre dans les selles. Or dans cet état tous les oocystes se ressemblent beaucoup et on a entre eux fort peu de points de comparaison : certains, il est vrai, sont de forme sphérique, d'autres sont ovalaires ; mais ce n'est pas absolu et dans la même espèce on peut rencontrer des oocystes ayant les deux formes, tandis que deux espèces différentes peuvent présenter des oocystes de forme semblable.

On peut noter également des différences de taille et c'est là un argument qui a été souvent invoqué ; mais il ne faut pas oublier que cet argument n'est valable que si cette différence est nettement tranchée et constante ; certaines espèces comme l'*Eimeria* du

chien par exemple (1) sont susceptibles de fournir des oocystes dont la taille varie du simple au double ; des espèces considérées actuellement comme différentes ont par contre des oocystes de même taille. L'étude des dimensions, des caractères dits biométriques entraîne d'ailleurs un travail fort long, extrêmement fastidieux, toujours incomplet cependant et illusoire dans ses résultats, au moins dans la grande majorité des cas. Quant aux différences portant sur la coloration, la présence ou l'absence de micropyle, ce sont là des caractères plutôt individuels, d'observation inconstante et souvent difficile sur lesquels on ne saurait tabler. On voit combien il est risqué de tirer des conclusions nettes de l'examen des oocystes tels qu'ils sont émis. Or beaucoup de chercheurs se sont contenté de ce seul examen et ont basé leur opinion sur cette méthode simpliste.

La connaissance du cycle évolutif de la coccidie est susceptible de fournir des précisions nouvelles. Le cycle schizogonique intracellulaire, difficile à suivre et loin d'ailleurs d'être entièrement connu pour toutes les coccidies, n'a pour ainsi dire jamais été utilisé comme élément de différenciation entre les espèces ; tout au plus pourrait-on dans cet ordre d'idées, citer les travaux de Waworuntu sur les coccidies du lapin. Le cycle sporogonique, par contre, est facile à observer, car on obtient aisément la segmentation complète des oocystes. Or, si l'on suit avec soin cette segmentation, on peut noter dans la façon dont elle se fait certaines différences non seulement d'après les genres, mais encore, dans le même genre, suivant les espèces ; ces différences portent surtout sur les reliquats de segmentation, masses granuleuses qui peuvent persister dans l'oocyste après formation des spores, ou dans le sporocyste après formation des sporozoïtes. Ces masses peuvent être absentes, être très réduites ou au contraire très abondantes ; mais dans une même espèce elles présentent toujours un même aspect. Il y a donc là un caractère facile à observer, dont on a longtemps méconnu la valeur et dont nous verrons plus loin l'application à la coccidie du lapin.

Enfin il reste encore un procédé de différenciation des espèces, c'est le moyen biologique de l'immunité croisée : tenter d'infecter tel animal avec une coccidie provenant de tel autre, et réciproquement. C'est dans cette voie surtout que se sont faites les recherches. Mais si l'on veut que celles-ci soient fructueuses, il faut s'entourer d'un grand nombre de précautions. On n'aura certes aucune difficulté à obtenir la maturation des oocystes, mais il faut tout d'abord

(1) Peut être y a-t-il là plusieurs espèces ; c'est un point qui n'est pas encore tranché.

être bien sûr de l'espèce coccidienne avec laquelle on opère ; il faut attendre suffisamment pour juger de l'infection éventuelle de l'animal expérimenté ; il faut surtout être sûr, en cas d'infection, de n'avoir pas affaire à une coccidiose déjà établie chez l'animal avant l'expérience ; les coccidioses spontanées sont en effet fréquentes chez presque tous les mammifères ; elles sont parfois fort discrètes et difficiles à déceler ; il est pourtant absolument nécessaire de les éliminer si l'on veut que l'expérience faite ait une portée suffisante pour conclure.

D'autre part il semble que généralement une coccidiose antérieure confère un certain degré d'immunité et si l'expérience n'a pas produit d'infection, la possibilité d'une atteinte antérieure laissera toujours subsister un doute sur la valeur du résultat. Aussi est-on amené à opérer sur des animaux jeunes, qui sont d'ailleurs plus susceptibles à une infection et ces animaux doivent avoir été élevés d'une façon spéciale afin d'être à l'abri de toute contamination spontanée ; en réalité il est extrêmement difficile d'obtenir des élevages absolument indemnes ; c'est ce qui rend si malaisées ces expériences d'immunité croisée qui du point de vue théorique paraissent si faciles. La valeur de ces expériences dépend donc avant tout de la rigueur des conditions dans lesquelles elles ont été faites ; il y a là un point qu'il ne faut pas perdre de vue lorsque l'on a à discuter les conclusions qui en sont tirées.

Il ne sera souvent pas de trop de toutes les méthodes pour arriver à bien établir la valeur spécifique d'une espèce coccidienne. On ne saurait donner un plus bel exemple des résultats acquis ainsi que celui des coccidies du lapin.

Dès 1879, Leuckart distinguait pour celles-ci deux espèces, l'une parasite du foie, l'autre parasite de l'intestin. Mais peu d'années après, la majorité des auteurs rejetait cette opinion pour admettre l'unicité. Plus tard, Railliet et Lucet reprenaient la théorie de Leuckart et apportaient des caractères nouveaux pour différencier les deux parasites, caractères portant sur la segmentation de l'oocyste et sur les lésions obtenues par l'infection de lapins indemnes. Néanmoins Railliet et Lucet ne furent pas suivis et l'on persista à ne voir qu'une espèce : *Eimeria stiedai*. Reichenow en 1921, reprenant cette étude, fut amené à admettre la dualité mais il semble que dans ses recherches il y ait eu certaines causes d'erreur dues à des infections mixtes méconnues et ses conclusions ne pouvaient par suite être jugées définitives. Les travaux récents de Pérard ont maintenant définitivement tranché la question. Avec les plus grandes difficultés cet auteur réussit à obtenir des infections pures ; il put ainsi montrer qu'il y avait entre les deux espèces des

différences de taille de l'oocyste, des différences dans le mode de segmentation de celui-ci (la coccidie intestinale donne toujours un reliquat de segmentation alors que l'autre n'en donne pas) et enfin que l'une produisait toujours des lésions intestinales et l'autre toujours des lésions hépatiques.

Si maintenant on considère dans leur ensemble les expériences d'immunité croisée portant sur les coccidies de divers mammifères, on peut, suivant les résultats, les grouper de la façon suivante :

1° Expériences ayant abouti à des infections

Auteurs	Espèce coccidienne expérimentée	Hôte naturel	Espèce expérimentée
Fantham, 1917.....	*Isospora belli.*	Homme.	Chat.
Rudowsky, 1921.....	*? « Eimeria stiedai ».*	Rat.	Lapin.
Nöller, Schürjohann et Vorbrodt, 1922..	*Eimeria faurei.*	Mouton.	Chèvre.
—	*Eimeria arloingi.*	Chèvre.	Mouton.
Van Nederveen, 1923.	*? Eimeria stiedai.*	Lapin.	Bœuf.
Andrews, 1927.....	*Isospora felis.*	Chien.	Chat.
—	*Isospora rivolta.*		
—	*Isospora felis.*	Chat.	Chien.
—	*Isospora rivolta.*		

2° Expériences n'ayant pas abouti à une infection

Auteurs	Espèce coccidienne expérimentée	Hôte naturel	Espèce expérimentée
Wenyon et O'Connor, 1917.....	*Isospora belli.*	Homme.	Souris.
Wenyon et O'Connor, 1917.....	*Isospora belli.*	Homme.	Chat.
Galli-Vallerio, 1918...	*Eimeria zurnii.*	Bœuf.	Lapin.
Hall et Wigdor, 1918.	? *Isospora rivolta.*	Chien.	Rat.
Bruce, 1920.....	*Eimeria stiedai* ou *perforans.*	Lapin.	Bœuf.
—	*Eimeria zurnii.*	Bœuf.	Cheval. Porc. Mouton. Lapin. Cobaye. Rat blanc.
Noc, 1920.....	*Isospora belli.*	Homme.	Rat blanc.
Böhm, 1923.....	*Isospora* sp.	Chien.	Homme. Chat.
—	*Isospora* sp.	Chat.	Rat. Chien.
(Nöller, *in* Böhm, 1923)	*Isospora* sp.	Chat.	Chien.
Nieschulz, 1923.....	*Eimeria leporis.*	Lièvre.	Lapin.
Dieben, 1924.....	*Eimeria miyarii.*	Rat.	Souris. Cobaye. Lapin.
Adler, 1924.....	*Isospora viverræ.*	Civette.	Chat. Chiens.
Pérard, 1924.....	*Eimeria perforans.*	Lapin.	Rats. Souris.
—	*Eimeria miyarii.*	Rat.	Lapin.
—	*Eimeria falciformis.*	Souris.	Lapin.
Andrews, 1927.....	*E. perforans* ou *E. stiedai.*	Lapin.	Chien. Chat. Skunk. Opossum.
—	*Eimeria* sp.	Skunk.	Chien. Chat.
—	*Eimeria* sp.	Chien de prairie.	Chat.
—	*Eimeria deblieckl.*	Porc.	Chat.

Un simple coup d'œil jeté sur les deux tableaux montre que ce sont les expériences non suivies de succès qui sont, et de beaucoup, les plus nombreuses. Mais il convient, en outre, de voir de près dans quelles conditions ont été faites les expériences signalées dans le premier tableau, afin d'en juger la valeur.

Les expériences de Fantham, qui aurait infecté des chats avec des coccidies humaines, ont été faites sans que soit écartée une infection préalable des animaux expérimentés. Dobell, puis Wenyon, en ont déjà fait la critique et il est permis de conclure avec Andrews qu'elles n'ont pas de portée. On ne saurait donc les retenir.

Les expériences de Rudowsky sont également sujettes à de nombreuses critiques. Cet auteur aurait isolé chez le rat des oocystes qu'il rapportait, d'après le seul examen, à l'espèce *Eimeria stiedai*, parasite du lapin ; c'est là une base tout à fait insuffisante et par la suite d'autres travaux, en particulier ceux de Dieben et de Pérard, ont mieux fait connaître la coccidie du rat. Rudowsky prétendait en outre avoir avec des coccidies du rat obtenu l'infection d'un lapin ; mais son expérience a été par trop écourtée et rien ne prouve que là aussi il ne s'agissait pas d'une infection spontanée du lapin. On peut donc avec Pérard admettre qu'il n'y a pas lieu de retenir les expériences de Rudowsky.

Van Nederveen avec des oocystes des coccidies du lapin aurait infecté de jeunes veaux. Ses expériences sont loin d'entraîner la conviction et il est vraisemblable qu'il a eu, lui aussi, affaire à une infection spontanée des animaux qu'il avait utilisés.

Restent cependant deux groupes d'expériences, celles qui portent sur les coccidies du mouton et de la chèvre et celles qui portent sur les coccidies du chien et du chat. Ces expériences faites dans de bonnes conditions sont à retenir et il est légitime de considérer leurs résultats comme acquis.

On peut donc conclure que, d'une façon générale, à ces deux exceptions près les coccidies de mammifères semblent être strictement spécifiques pour leurs hôtes :

En ce qui concerne les coccidies d'oiseaux, les faits acquis sont beaucoup plus rares que pour les coccidies des mammifères. Une espèce d'*Eimeria, Eimeria avium*, a été décrite chez la poule et l'on admet que la même espèce se rencontre chez le canard, l'oie, le faisan, le paon, le dindon, la grouse et même d'autres oiseaux ; à vrai dire on est loin de posséder les arguments permettant d'affirmer qu'il s'agit d'une ou de plusieurs espèces. C'est ainsi que l'on admit longtemps qu'*Eimeria avium* pouvait également se rencontrer chez le pigeon. Les expériences récentes de Nieschulz ont montré qu'on ne pouvait infecter des poussins avec la coccidie des

pigeons et que la coccidie de ce dernier animal devait être considérée comme due à une espèce distincte, *Eimeria pfeifferi*. Ce résultat montre qu'il y aurait lieu de réviser les idées actuellement admises sur les coccidies de divers oiseaux et qu'il n'est pas impossible que parmi elles on trouve la même spécificité que l'on a constatée pour celles des mammifères.

Aussi peut-on à bon droit s'étonner des résultats qu'a récemment publiés Uhlhorn ; cet auteur aurait pu en effet infecter des poussins avec des oocystes des coccidies du lapin.

L'identité de la coccidiose du lapin et du poulet peut paraître à première vue suspecte par le fait que dans la promiscuité des basses-cours ces animaux auraient les plus grandes chances de s'infecter réciproquement et que cependant les éleveurs n'ont jamais relevé d'exemple d'une épizootie commune. En outre il peut paraître surprenant, après ce que nous avons vu de la spécificité des coccidies, qu'une coccidie de mammifère soit capable de parasiter d'emblée un oiseau.

Aussi était-il intéressant d'examiner de près dans quelles conditions avait expérimenté cet auteur, de répéter ses expériences et de voir si ses conclusions étaient légitimes.

II. Expériences d'Uhlhorn et critiques qu'elles soulèvent

Le travail d'Uhlhorn est long et assez confus ; mais il donne sur son mode d'expérimentation beaucoup de détails qui sont précieux à connaître pour pouvoir ensuite l'argumenter.

Voici, fortement résumée, la technique suivie par cet auteur :

Les oocystes des coccidies étaient recueillis dans les crottes de lapins ; afin d'en obtenir un plus grand nombre, Uhlhorn utilisa divers procédés d'enrichissement, mais plus particulièrement la méthode au sel de Kofoid et Barber modifiée par Fülleborn.

Les animaux qui fournirent les oocystes étaient deux jeunes lapins, âgés de 13 semaines, provenant d'un élevage où sévissait l'épizootie et où plusieurs cas de mort avaient été constatés.

La segmentation des oocystes s'obtenait en mettant les matières en mince couche dans des boîtes de Pétri. Dans ces conditions, la sporulation était terminée à partir de 41 heures.

Les poussins destinés à l'expérience étaient au nombre de 20 ; ils étaient de race italienne.

Un premier lot de 10 naquit dans une couveuse qui n'avait pas encore été utilisée ; pendant la première journée ils furent mis dans un endroit où le sol était recouvert de terreau frais de tourbe et ils furent nourris de millet. On examina au microscope un échantillon de tourbe et un échantillon de millet sans y rencontrer d'oocyste de coccidie ; ce lot fut mis ensuite dans une caisse contenant une couche de sable stérilisé par la chaleur et un peu d'ouate stérilisée pour servir d'abri aux poussins.

Le deuxième lot de 10 également, né dans les mêmes conditions que le premier, passa la première journée après l'éclosion dans une caisse qui avait servi au séjour de poussins plus âgés.

Les lots de poussins furent ensuite divisés en groupes suivant les nécessités de l'expérience. La nourriture qui leur fut donnée se composa d'œufs cuits durs hachés fins, de millet et de petit riz : plus tard ils reçurent du gruau de sarrazin, des graines de lin et d'autres grains décortiqués ; l'examen microscopique des échantillons de grains n'avaient pas montré d'oocyste de coccidie ; on supprima de l'alimentation toute crudité, salade ou herbe ; cela eût été, en effet, susceptible d'entraîner une contamination.

Les expériences d'infestation des poussins furent faites en déposant à l'aide d'une seringue de Pravaz à la base de la langue de ceux-ci quelques gouttes de cultures riches en oocystes ; certains poussins avalèrent en outre des larves de mouches qui s'étaient développées dans les cultures ; ces tentatives d'infections furent répétées à diverses dates que donne un tableau détaillé. Trois poussins conservés comme témoins n'eurent pas de repas infectants. L'examen des déjections fut ensuite fait quotidiennement pour tous les poussins pour y rechercher l'apparition éventuelle des oocystes. Dans son tableau III, p. 158-159, l'auteur donne tous les détails de l'expérience et les résultats des examens consécutifs.

Enfin, des résultats obtenus, Uhlhorn se croit autorisé à conclure qu'il a réussi à infecter des poussins avec une coccidie de lapin.

Mais avant d'accepter cette conclusion il convient de soumettre à une critique serrée la façon d'opérer de l'auteur et les bases qu'il a choisies pour directives.

Tout d'abord il ne sait de quelle coccidie il part : dans les selles de lapin, en effet, on peut rencontrer aussi bien les oocystes d'*Eimeria stiedai* que ceux d'*Eimeria perforans*, et les infections mixtes sont pour ainsi dire la règle. Uhlhorn a cru pouvoir simplement, par la taille des oocystes, distinguer les deux espèces et il se base pour cela sur les données fournies par Reichenow ; mais nous avons vu plus haut que celles-ci n'avaient qu'une valeur fort relative et il existe pour les distinguer des moyens beaucoup plus sûrs

qu'a fourni Pérard, auteur dont Uhlhorn semble complètement ignorer le travail cependant fort important et très antérieur au sien. Il y avait pourtant possibilité d'obtenir une souche pure d'oocystes en s'adressant à la coccidiose hépatique et l'on se demande pourquoi Uhlhorn n'y a pas songé.

Quant à sa technique de sporulation il est un détail qui doit immédiatement arrêter l'attention : les cultures n'étaient pas à l'abri de contaminations accidentelles en particulier par les mouches ; or l'expérience se faisait dans un élevage de volailles, à Crœllwitz, et les mouches peuvent dans ces conditions être un moyen de dissémination de la coccidie des poules. Il est vrai que l'auteur dit qu'à cet élevage de volailles on n'avait pas observé de coccidiose des poussins mais il ajoute plus loin que les animaux plus âgés n'étaient pas « entièrement libres de coccidies » (p. 126).

Bien mieux, il semble que l'auteur ait cherché à réaliser cette contamination des cultures car il dit textuellement : « Les oocystes qui s'étaient segmentés le mieux et le plus abondamment étaient ceux contenus dans des boîtes de Pétri dont le couvercle était endommagé, de sorte que les matières fécales n'étaient pas complètement à l'abri, quelques mouches y étaient entrées et avaient déposé leurs œufs » (p. 126). Les larves se développaient par la suite et l'auteur juge que leur présence avait une action bienfaisante par l'aération des cultures. Cette manière de procéder suffirait à elle seule à infirmer les résultats que l'auteur prétend avoir obtenus, si le simple examen du tableau III où il donne tous ses résultats d'expérience ne montrait que les 3 poussins témoins qui n'avaient pas reçu de cultures ont cependant présenté des oocystes dans leurs excréments à peu près en même temps que les poussins expérimentés.

Des expériences d'Uhlhorn on ne peut donc pas tirer la conclusion qu'il en donne lui-même mais la suivante : l'infection spontanée n'a pas été écartée ; il est fort vraisemblable que les oocystes observées chez les animaux expérimentés et que Uhlhorn rapporte à la coccidie du lapin doivent être rapportées à la coccidie des poules.

Ainsi l'examen critique de l'expérience d'Uhlhorn ayant montré que celle-ci était sans valeur, il était intéressant de la reprendre avec une technique plus précise. Nous allons maintenant exposer les résultats que nous avons obtenus dans cet ordre d'idées.

III. Reprise des expériences d'Uhlhorn

Notre expérience fut réalisée dans les conditions suivantes :

Nous avons pu nous procurer aux Halles Centrales des foies de lapins parasités par *Eimeria stiedai*. Nous avons recueilli toutes les nodosités blanches desquelles nous avons extrait, par écrasement dans de l'eau distillée, un liquide épais constitué par des oocystes d'*Eimeria stiedai* et des cellules épithéliales des canaux biliaires.

Après décantation nous avons fait segmenter ces oocystes dans une solution d'acide chromique à 1 pour 1.000.

La première culture a été effectuée le 14 mai ; la segmentation était terminée le 18 mai.

La deuxième culture a été effectuée le 19 mai ; la segmentation était terminée le 24 mai.

La troisième culture a été effectuée le 22 mai ; la segmentation était terminée le 26 mai ; une quatrième culture effectuée le 31 mai n'a pas donné de segmentation.

Nous avons choisi 24 poussins, reçus 5 heures après leur naissance d'œufs qui avaient été couvés artificiellement. Ils n'avaient encore absorbé aucun aliment. Comme nourriture nous leur donnions une pâtée composée de farine de maïs, farine d'orge, chapelure de pain, poudre de viande, poudre d'os, coquilles d'huîtres, phosphate de chaux.

L'expérience a débuté le 25 mai, jour de la naissance des poussins. Ceux-ci ont été répartis en deux groupes de douze isolés dans deux petits parcs séparés l'un de l'autre et entourés d'un grillage. Chacun d'eux contenait, outre les appareils nécessaires à la nourriture, une éleveuse, chauffant à 23° environ. Nous n'avons expérimenté que sur un groupe de 12 poussins (groupe A) conservant l'autre (groupe B) comme témoin.

Le 25 mai, vers 4 heures, nous avons fait ingérer aux poussins du groupe A les premiers aliments auxquels nous avons mélangé la culture du 14 mai. Le lendemain matin, à l'examen des selles fraîches, on trouvait pour le groupe A quelques oocystes intacts, les déjections du groupe B ne présentant rien. Le 26, au soir, nouvelle ingestion des aliments mélangés à la culture du 19 mai. Le 27, même présence d'oocystes non altérés dans les selles fraîches du groupe A ; rien pour le groupe B. Le 28, pas d'oocystes à l'examen des déjections. Le 29, nouvelle ingestion d'oocystes segmentés de la culture du 22 mai, cette fois l'ingestion est faite directement à la pipette, après avoir bien lavé les oocystes segmentés pour les

débarrasser de l'acide chromique. Chaque poussin du groupe A absorbe environ 15 à 20 gouttes d'une culture contenant 8 à 10 oocystes par champ (objectif 4).

Le lendemain 30 mai, on constate, comme pour les deux premières ingestions, la présence d'oocystes non altérés. La moitié de la même culture avait été conservée pour la faire ingérer par la suite à un lapin témoin.

Du 30 mai au 14 juin les poussins n'ont pas absorbé de nouveaux repas infectieux. Pendant ces quinze jours ils n'ont présenté aucune coccidie dans leurs déjections ; rien ne fut modifié dans leur état, nous n'avons constaté aucun des symptômes décrits par Railliet et Lucet dans la coccidiose du poulet : ni tristesse, ni diarrhée, ni constipation. Les plumes restent aussi brillantes et croissent de même chez l'élevage témoin et l'élevage en expérience. L'activité des uns et des autres est identique ; aucun cas de mort ne s'est produit dans les deux groupes.

Le 7 juin, nous avons commencé une nouvelle culture d'oocystes de *Eimeria stiedai* pris comme antérieurement dans des foies de lapins bien parasités.

Le 12 juin, les oocystes sont segmentés, nous attendons, comme pour les cultures précédentes, un jour ou deux de plus afin que la segmentation soit bien complète. Le 14 juin, nous faisons ingérer cette nouvelle culture au groupe A, à l'aide d'une pipette ; nous donnons comme précédemment 15 à 20 gouttes par poussin d'une dilution contenant environ 12 à 14 oocystes par champ (objectif 4). Le 15 juin, présence d'oocystes intacts dans les selles des poussins du groupe A. Les 16, 17 et 18 juin, rien dans les deux élevages. Les poussins conservent leur même activité, cependant l'un d'eux meurt dans le groupe B, c'est-à-dire dans l'élevage témoin. Le 19, aucun oocyste n'est trouvé dans les déjections du groupe A.

Le 22, rien n'est changé dans les deux groupes de poussins.

Afin de contrôler ces premières expériences, nous avons voulu, comme nous le disons un peu plus haut, infecter un lapin indemne de toute coccidiose. A cet effet, nous avons pu nourrir au biberon deux jeunes lapins de 15 jours non encore sevrés (nous conseillons pour que ces lapins nourris au biberon puissent vivre que le lait qu'on leur donne provienne toujours de la même vache). Peu après trois semaines, ces lapins mis séparément dans deux cages grillagées et flambées préalablement pour les stériliser, ont été nourris avec des légumes préalablement lavés puis essorés. Malheureusement malgré toutes les précautions il ne nous a pas été possible d'empêcher une infection spontanée et à la fin du premier mois,

leurs crottes contenaient des oocystes de coccidies mesurant de 26 à 38 μ.

Néanmoins, il était intéressant de tenter de provoquer chez l'un d'eux une infection suraiguë. C'est pourquoi, le 10 juin, nous faisions ingérer par l'un de nos lapins la culture réservée à cet effet. Le 8 juillet, le lapin meurt. A l'autopsie, nous trouvons un gros ventre, un foie augmenté de volume et bourré de nodosités blanchâtres caractéristiques ; le cholédoque et les autres canaux sont hypertrophiés ; la vésicule biliaire mesure 4 cm., 5 de longueur, elle est bourrée d'oocystes d'*Eimeria stiedai*. Nous sacrifions le même jour le lapin témoin et nous trouvons comparativement les chiffres suivants :

Lapin témoin		*Lapin infecté*	
Poids total.....	1.665 gr.	Poids total.....	1.400 gr.
Poids du foie.....	83 gr.	Poids du foie.....	185 gr.

Il nous est donc facile de constater une infection suraiguë chez notre lapin infecté. L'augmentation considérable du poids du foie, la diminution du poids total de ce lapin cachectisé, la présence d'un nombre considérable d'oocystes dans une vésicule biliaire hypertrophiée et dans toutes les nodosités hépatiques sont la signature d'une infection suraiguë provoquée par l'ingestion de nos oocystes segmentés. Nous constatons enfin que c'est bien vers le foie que s'est portée l'infection intense révélée par l'autopsie. *Eimeria stiedai* est donc spécifique pour le foie du lapin.

En résumé, nous avons donc fait ingérer à douze poussins 5 cultures bien segmentées d'oocystes d'*Eimeria stiedai*. Le temps consacré à l'expérience a été de 32 jours. Si nous avions dû avoir une infection, elle se serait produite beaucoup plus rapidement. De plus, étant donnée la grande facilité avec laquelle le poussin peut s'infecter quand il s'agit d'*Eimeria avium*, et l'extrême gravité de la coccidiose qu'il présente, au moins un cas de mort se fût produit dans le groupe expérimenté. Or, le 8 juillet, nous ne constatons aucune infection à coccidies chez nos poulets.

Résumé

L'ingestion expérimentale par des poussins âgés de 1 à 32 jours (c'est-à-dire éminemment réceptifs à une infection coccidienne) de très nombreux oocystes entièrement segmentés d'*Eimeria stiedai*

n'a déterminé aucune infection. Il y a seulement élimination au cours de la première journée de kystes non altérés.

On ne peut donc accepter les résultats de Uhlhorn qui aurait réalisé facilement cette infection. L'examen détaillé des conditions dans lesquelles cet auteur a opéré montre en effet qu'il était loin d'avoir éliminé toute cause de contamination accidentelle.

Rien ne permet donc à l'heure actuelle de conclure à l'identité de la coccidie hépatique du lapin et de la coccidie intestinale du poulet.

Bibliographie

Andrews (J.-M.). — Host-Parasite Specificity in the Coccidia of Mammals. *Journal of Parasitology*, XIII, 1927, p. 183.

Basset (J.). — La coccidiose intestinale, maladie des jeunes animaux. *Recueil de Médecine vétérinaire*, LXXXVI, 1909, p. 463.

Böhm (L.-K.). — Morphologische und experimentelle Beiträge zur Kenntniss der Hunde und Katzenkokzidiose. *Wiener tierärtzliche Wochenschrift*, X, 1923, p. 140.

Bruce (E.-A.). — Bovine Coccidiosis in British Columbia. *Journ. Amer. Vet. Med. Assoc.*, LVIII, 1920, p. 638.

Brumpt (E.). — *Précis de Parasitologie*, 4e édition. Paris, Masson, 1927.

Dieben (C.-P.-A. — *Over de Morphologie en Biologie van het Rattencoccidium* Eimeria nieschulzi *n. sp. en zijne Verspreiding in Nederland.* Thèse Doctorat vétérinaire, Utrecht, 1924.

Dobell (C.). — A revision of the Coccidia Parasitic in Man. *Parasitology*, XI, 1919, p. 147.

Fantham (H.-B.). — *Protozoa* in *The Animals Parasites of Man* par Fantham, Stephens et Theobald. Londres, 1916.

Galli-Valerio (C.). — Notes de parasitologie et de technique parasitologique. *Schweiz. Arch. für Tierheilk.*, 1919, p. 289.

Hall (M.-C.) et Wigdor (M.). — Canine Coccidiosis with a Note Regarding Other Protozoa Parasites from Dog. *Journ. Amer. Vet. Med. Assoc.*, LIII, 1918, p. 64.

Neumann (L.-G.). — *Parasites et maladies parasitaires des oiseaux domestiques.* Paris, Asselin et Houzeau, 1909, p. 109.

Noc. — Nouveau cas de coccidiose intestinale humaine à *Isospora. Bull. Soc. de Path. exot.*, XIII, 1920, p. 785.

Nöller, Schurjohann et Vorbrodt. — Zur Kenntniss der Ziegen-und Schafkokzidiose. *Berliner tierärtztl. Woch.*, XXXVIII, 1922, p. 193.

Pérard (C.). — Recherches sur les coccidies et les coccidioses du lapin. *C. R. Ac. des Sc.*, CLXXVIII, 1924, p. 2131.

— Recherches sur les coccidies et les coccidioses du lapin. *Annales de l'Institut Pasteur*, XXXVIII, 1924, p. 953 et *Thèse Doct. vétérinaire Paris*, 1925. Paris, Maréthеux, 72 p.

— I. Recherches sur les coccidies et les coccidioses du lapin. II. Contribution à l'étude de la biologie des oocystes de coccidies. *Annales de l'Institut Pasteur*, XXXIX, 1925, p. 505.

Pérard (C.). — Recherches sur les coccidies et les coccidioses du lapin. III. Etude de la multiplication endogène. *Annales de l'Institut Pasteur*, XXXIX, 1925, p. 952.

Railliet (A.) et Lucet (A.). — Développement expérimental des coccidies de l'épithélium intestinal des lapins et de la poule. *C. R. Soc. de Biologie*, XLIII, 1891, p. 820.

— Note sur quelques espèces de coccidies encore peu étudiées. *Bull. Soc. Zool. de France*, 1891, p. 246.

Reichenow (E.). — Die Coccidien. *Handbuch der pathogenen Protozoen*, 8° Lief., Leipzig, Ambrosius Barth, 1921, p. 1253.

Rudovsky (F.). — Die Kokzidiose der Wanderratte (*Mus decumanus* Pall.) und ihre Beziehung zur Kaninchenkokzidiose. *Centralblatt f. Bakt., I, Orig.*, LXXXVII, 1921, p. 427.

Uhlhorn (E.). — Uebertragungsversuche von Kaninchencoccidien auf Hühnerkücken. *Archiv für Protistenkunde*, LV, 1926, p. 101.

Van Nederveen (H.-J.). — Infectieproef van het Rund met Konijnencoccidien. *Tijdschr. van Vergelijkende Geneesk. enz.*, VIII, 1923.

Wenyon (C.-M.). — Coccidiosis of Cats and Dogs and the Status of *Isospora* in Man. *Ann. Trop. Med. and Par.*, XVII, 1923, p. 231.

— *Protozoology ; a Manual.* Londres, Baillière, Tindall et Cox, 1926, II, p. 830 et sq.

Laboratoire de parasitologie de la Faculté de médecine de Paris

BALLODORA MARCELI N. SP., VORTICELLIDE COMMENSAL DU CRUSTACÉ ISOPODE TERRESTRE *TRICHONISCUS (SPILONISCUS) PROVISORIUS* RACOVITZA

Par **Paul REMY**
Assistant à la Faculté des Sciences de Nancy

Les infusoires, êtres essentiellement aquatiques, se rencontrent parfois à la surface du corps d'animaux aériens mais, là encore, ils continuent à mener une existence aquatique : ils sont localisés dans une pellicule liquide qui recouvre les téguments de leur hôte. Ainsi l'hétérotriche *Conchophthirus steenstrupi* Stein vit dans le mucus de la surface du corps de divers gastropodes pulmonés terrestres : *Arion, Limax, Helix, Clausilia* et surtout *Succinea ; Cothurnia ligiæ* Cuénot, fixé sur les lamelles branchiales de *Ligia oceanica* Fabr., est immergé dans la mince couche aqueuse qui humecte ces appendices.

Ces années dernières, j'ai rencontré en abondance des vorticellides très proches des *Opercularia* sur les lamelles branchiales de divers crustacés isopodes terrestres provenant de l'est de la France: *Armadillidium vulgare* Latr., *Porcellio scaber* Latr., *Cylisticus convexus* de Geer, *Oniscus asellus* L., *Trichoniscus* (*Spiloniscus*) *provisorius* Racovitza, *Tr.* (*Androniscus*) *dentiger* Verhoeff (1). J'ai rencontré également ces infusoires sur les pléopodes d'*Oniscus asellus* que j'ai récoltés sur l'île Lewis (Hébrides) au cours de la croisière arctique faite en 1926 par le *Pourquoi-Pas ?* sous la direction du Commandant Charcot. J'avais commencé l'étude des formes qui vivent sur les *Porcellio* et les *Oniscus* quand, en septembre 1927, M. le professeur Dubosq a eu l'obligeance de me signaler que de tels vorticellides avaient été rencontrés en Russie en 1920 sur les lamelles branchiales de *Porcellio* sp. ; leur étude avait été faite par Dogiel et Furssenko (1921) qui ont classé ces infusoires dans le nouveau genre *Ballodora*, proche du genre *Opercularia*, et les ont nommés *B. dimorpha* n. sp. J'ai reconnu alors que les vorticellides des *Porcellio scaber* que j'ai examinés appartiennent à cette espèce ; de celle-ci, je ne suis pas encore parvenu à distinguer

(1) Les deux *Trichoniscus* ont été déterminés par M. A. Vandel, Professeur à l'Université de Toulouse.

Annales de Parasitologie, t. VI, n° 4. — 1er octobre 1928, p. 419-430.

les commensaux des *Oniscus asellus* de France et des Hébrides, et je les rapporte provisoirement à cette forme, qui aurait ainsi une distribution géographique étendue.

Je décris dans cette note un *Ballodora* nouveau, vivant sur certains pléopodes de *Trichoniscus provisorius* récoltés près de Servance (Haute-Saône) et aux environs de Nancy ; en mémoire de mon frère, je l'appelle *B. marceli.*

Chez *Tr. provisorius,* chaque pléopode est formé, comme chez tous les isopodes, de deux pièces, exopodite et endopodite, articulées sur un sympodite ; chez les *Trichoniscus* des deux sexes, les exopodites I à V sont des lames rigides, recouvertes d'une assise chitineuse calcifiée relativement épaisse ; les endopodites III, IV et V sont des lamelles molles, recouvertes d'une couche de chitine excessivement mince, peu ou pas calcifiée, tandis que les endopodites I et II sont très chitineux, rigides et transformés plus ou moins profondément suivant le sexe (1). Les pléopodes sont humectés par un liquide incolore, visqueux, très réfringent, qui est sécrété par des glandes cutanées [v. Collinge (1921)].

Je n'ai rencontré *B. marceli* que sur les endopodites III à V. Les *Trichoniscus* de grande taille qui ont mué depuis quelque temps sont infestées dans la proportion de 8 p. 100 à Servance, de 75 p. 100 près de Tomblaine (environs de Nancy) ; cette proportion est beaucoup plus faible chez les adultes qui ont mué depuis peu et chez les jeunes. Tous les *T. provisorius* de ces deux stations étaient des femelles ; on sait en effet [Vandel (1923)] que, dans l'Europe septentrionale et moyenne, les mâles de cet Isopode sont excessivement rares, l'espèce se multipliant là, en règle générale, par parthénogenèse. A une station voisine de Jarville (banlieue de Nancy), j'ai trouvé, fait exceptionnel, une forte proportion de mâles (30 sur 67 exemplaires, examinés par M. Vandel) ; de cette station, j'ai disséqué 18 individus de grande taille : 11 femelles et 7 mâles ; 7 femelles étaient infestées, ce qui est la proportion normale, et tous les mâles étaient indemnes. Mais, étant donné le petit nombre d'individus examinés, on ne peut conclure que tous les mâles de cette station sont toujours exempts de vorticellides (2).

Chez les *Porcellio* et les *Osniscus, B. dimorpha* est fixé également sur les endopodites des pléopodes III à V (3) ; ce commensal est

(1) Voir la description de ces pléopodes donnée par Racovitza (1908-1909, p. 257). J'ai constaté que les exopodites I à V et les endopodites III à V sont comme chez *Oniscus asellus* L., *Philoscia muscorum* Scop. [Remy (1925, p. 124)], les *Porcellio,* etc., des organes respiratoires.

(2) A noter que les *Porcellio* et *Oniscus* des deux sexes portent des *Ballodora.*

(3) Dogiel et Fursenko en ont rencontré aussi des individus isolés sur les « couvercles » (exopodites) des *Porcellio* ; je n'ai pu faire semblable observation.

souvent beaucoup moins abondant sur les endopodites V que sur ceux des deux paires précédentes, sans doute parce que les pléopodes postérieurs sont moins humectés que les autres ; chez les *Trichoniscus*, les endopodites III à V semblent être tous également infestés et les commensaux peuvent être rencontrés sur toute leur étendue ; souvent cependant ils sont plus abondants sur la face postérieure que sur l'autre ; ils sont particulièrement nombreux dans la région basilaire, qui est la moins exposée à la dessiccation.

Pourquoi les *Ballodora*, aussi bien ceux des *Porcellio* et des *Oniscus* que ceux des *Trichoniscus*, sont-ils localisés sur les seules lames pléopodiennes qui soient revêtues d'une mince couche de chitine ? Cette localisation semble être liée au facteur nourriture : ces infusoires se nourrissent de bactéries bacilliformes, rectilignes ou légèrement incurvées, longues de 0 µ, 5 à 5 µ, quelquefois libres dans le liquide qui humecte les endopodites III à V, mais le plus souvent fixées par une extrémité sur ces lamelles, formant une sorte de brosse parfois très dense (fig. 2, II, *b*) ; quelquefois, parmi ces bâtonnets, sont implantées des bactéries filamenteuses plus ou moins arquées dont la longueur peut dépasser 10 µ (1).

Ballodora marceli présente, comme *B. dimorpha*, des individus sédentaires et des individus migrateurs.

I. Individus sédentaires. — Epanouis, ils ont la forme d'une gourde ovoïde dont le goulot, large et court, correspond à la collerette. Souvent le corps de la gourde est légèrement asymétrique ; une face latérale étant moins convexe que les autres (fig. 1). Certains individus sont de grande taille : 50 µ de long sur 40 µ de large; d'autres ont des dimensions beaucoup plus réduites : 30 µ de long sur 25 de large ; entre ces deux types extrêmes, on observe de nombreuses formes de passage.

a) *Grands individus* (fig. 1). — Ils sont portés par un pédicule non contractile, court et épais (sa longueur ne dépasse guère 8 µ et la largeur de sa partie moyenne 3 µ) ; l'extrémité du pédicule qui est en contact avec la surface de l'endopodite s'élargit assez brusquement, formant une surface d'adhésion à contour circulaire ; l'autre extrémité se dilate progressivement en formant un tronc de cône dont la grande base est en contact avec le corps de l'animal ; à cet endroit se trouve la bordure en brosse circulaire qui a été décrite chez divers vorticellides par Fauré-Fremiet (1905)

(1) Ce mode de fixation est analogue à celui que présentent, à la surface de l'épithélium intestinal, certaines bactéries parasites du tube digestif d'insectes : bacilles chez les larves de chironome et d'éristale, spirochète chez les larves de chironome (Léger), bactérie filamenteuse chez le grillon domestique (Léger et Duboscq) [v. Léger (1902)].

sous le nom de scopula et au niveau de laquelle est sécrété le pédicule. Celui-ci présente une striation longitudinale très nette due à un faisceau de tigelles squelettiques analogue à celui qu'on trouve dans le pédicule des *Opercularia ;* ce faisceau, bien visible après coloration par le rouge congo, s'épanouit dans la région tronconique voisine de la scopula. Lorsque l'animal est contracté, la

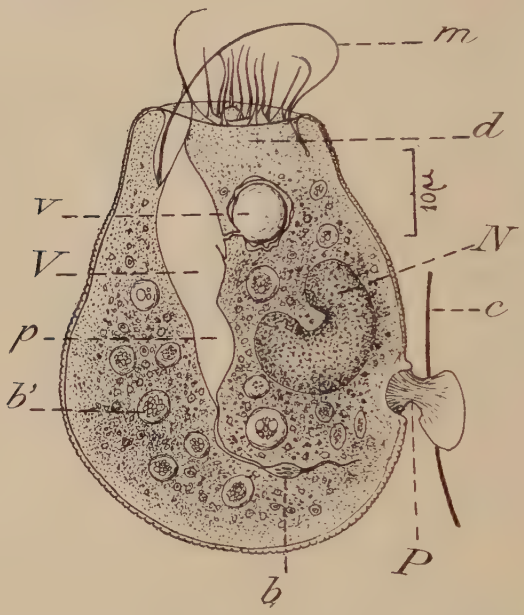

Fig. 1. — *Ballodora marceli*. Grand individu sédentaire, vivant, épanoui : *b*, *b'*, bols alimentaires ; *c*, contour de l'endopodite qui porte l'infusoire ; *d*, disque ; *m*, membrane ondulante ; *N*, macronucleus ; *P*, pédicule ; *p*, pharynx ; *v*, vésicule pulsatile, entourée de son boyau sinueux ; *V*, vestibule. (La striation de la cuticule n'est indiquée que sur les bords ; les bactéries fixées sur l'endopodite ne sont pas figurées).

partie postérieure du corps forme un bourrelet circulaire qui recouvre presque toute l'étendue du pédicule.

Chez les individus asymétriques (fig. 1), le pédicule ne s'insère pas sur le pôle aboral, comme c'est la règle chez les vorticellides, mais sur la face aplatie de l'animal, à une certaine distance de ce pôle ; l'axe du corps est alors perpendiculaire à celui du pédicule, de sorte que l'infusoire est nettement couché sur le côté, sa face latérale aplatie étant en contact avec la surface de l'endopodite.

Aplatissement de ces gros individus, faible longueur de leur pédicule, insertion de celui-ci sur le côté de l'animal, tous ces caractères

représentent des adaptations au milieu si spécial dans lequel vivent ces vorticellides : ils permettent aux *Ballodora* de s'immerger complètement dans la pellicule liquide qui recouvre les endopodites.

Le corps est revêtu d'une cuticule incolore, striée transversalement, relativement épaisse (3/4 de μ environ), résistant à l'action de l'acide acétique glacial ; un tégument épais se rencontre chez tous les *Opercularia* commensaux d'animaux aquatiques ; il oppose une certaine résistance aux pressions exercées sur l'infusoire, soit

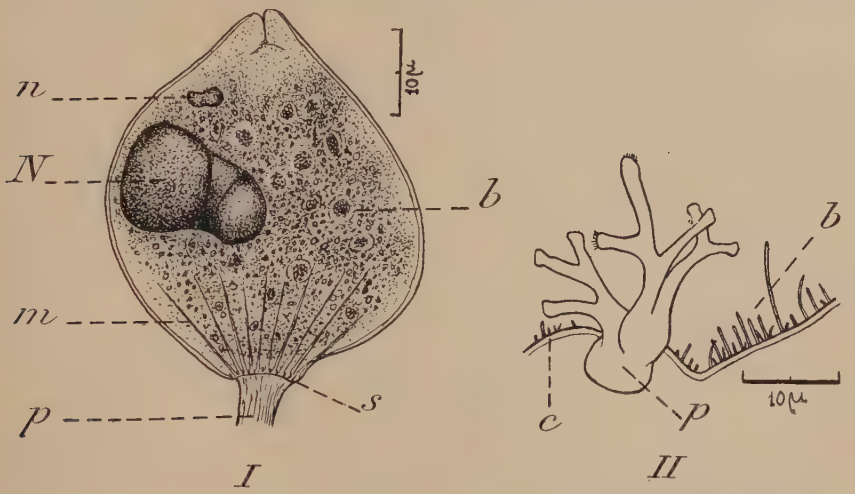

FIG. 2. — *Ballodora marceli*. I. Individu sédentaire résultant de la bipartition d'un gros exemplaire ; coloration à l'acétocarmin au fer : *b*, bol alimentaire ; *m*, myonème ; *n*, micronucleus ; *N*, macronucleus ; *p*, pédicule ; *s*, scopula. (La striation de la cuticule n'est pas figurée). II. Pédicule *p*, d'une colonie dont 2 individus migrateurs se sont détachés (à l'extrémité de leur rameau pédiculaire dépassent quelques tigelles squelettiques) ; les autres individus n'ont pas été représentés ; *c*, cuticule de l'endopodite ; elle porte des bactéries *b* formant une brosse. Coloration au rouge congo.

par l'eau ambiante quand l'hôte se déplace (cas des *Opercularia*), soit par les lames pléopodiennes de l'isopode (cas de *Ballodora*) ; de plus, il protège le protozoaire contre la dessiccation (1).

Le disque (fig. 1, *d*), de petite taille, rappelle assez celui que Fauré-Fremiet (1905) a décrit chez un petit groupe d'*Opercularia* distingué par cet auteur sous le nom de *Cochlearia* ; cylindrique dans sa partie inférieure, il se dilate dans sa région supérieure, surtout sur la face qui limite l'entrée du vestibule, puis il se rétrécit

(1) *Opercularia notonectae* Fauré-Fremiet, commensal de *Notonecta glauca* L., est pourvu d'un tégument épais, à structure complexe, et peut parfaitement résister à une dessiccation temporaire lorsque l'insecte sort de l'eau.

brusquement et se termine par un petit mamelon hémisphérique axial dont le sommet est à peu près au niveau des bords de la collerette. Autour du disque, la frange adorale décrit une hélice de deux tours et demi environ ; cette frange ne vibre, pendant les périodes d'extension, que par intermittences, en général un peu avant que le disque ne se rétracte : les temps de pose en étalement rigide sont relativement longs.

La collerette, comme chez les *Opercularia*, ne se replie jamais en dehors ; quand l'animal se rétracte, elle se ferme par simple rapprochement de ses bords ; vue de face, son ouverture virtuelle a alors la forme d'une fente à lèvres plissées.

Le vestibule (fig. 1, V), rétréci à son entrée par la partie supérieure, élargie, du disque, se dilate dans sa partie moyenne, puis son diamètre diminue progressivement jusqu'à l'endroit où s'ouvre le pharynx *p*. Celui-ci, légèrement renflé dans sa région moyenne, est effilé à son extrémité postérieure et se continue par un canal long et étroit, fortement arqué (canal pharyngien de Fauré-Fremiet), qu'on peut suivre grâce au cheminement à son intérieur des bols alimentaires fusiformes *b*.

Alors que l'appareil pulsatile des infusoires commensaux, et surtout celui des infusoires parasites, sont en général réduits, celui des *B. marceli* est bien développé. La vésicule *v*, souvent irrégulière quand elle commence à se remplir, prend par la suite la forme d'une sphère dont le diamètre atteint 6 µ quand elle est sur le point de se vider ; son contenu est déversé directement dans le vestibule, par un petit conduit. Dogiel et Furssenko ont constaté que, chez *B. dimorpha*, la vésicule pulsatile fonctionne très activement : ils ont compté 6 à 8 systoles par minute (examen dans l'eau), tandis que chez la majorité des infusoires, il n'y en a que 2 ou 3 ; chez *B. marceli*, il s'écoule de 15 à 22 secondes entre deux systoles consécutives, ce qui correspond à 3 ou 4 pulsations par minute (examen dans l'eau distillée).

La vésicule pulsatile est entourée par une formation très curieuse, qui est tout à fait analogue à celle que Dogiel et Furssenko ont décrite chez *B. dimorpha*, et qui n'a pas encore été rencontrée chez les autres péritriches. Cette formation a l'aspect d'un boyau irrégulièrement sinueux, réfringent, dont la largeur varie le long de son étendue : le diamètre de certains segments n'est que de quelques dixièmes de µ, tandis qu'ailleurs, il atteint 3/4 de µ. Je ne peux affirmer que ce cordon forme un anneau complet autour de la vésicule ; lorsque celle-ci se vide, le boyau se chiffonne, ses sinuosités sont plus nombreuses et plus accentuées, mais il n'est pas certain qu'il se contracte d'une façon active : peut-être suit-il

passivement les contours de la vésicule ; ses ondulations s'effacent de plus en plus à mesure que la vacuole se remplit à nouveau. La structure et la fonction de cette singulière formation demeurent problématiques : Dogiel et Furssenko pensent que, selon toute vraisemblance, le boyau « aide la vacuole, d'une façon ou d'une autre, à vider son contenu ». Jouerait-il le rôle de canal collecteur du liquide vésiculaire, canal qui se remplirait pendant que la vacuole se vide, et *vice-versa* ? Il ne m'a pas semblé que le diamètre d'un segment donné du boyau varie avec l'état de la vésicule. Je crois cependant que cette formation intervient dans l'élaboration du liquide vésiculaire : c'est toujours au contact d'un de ses segments élargis que la vésicule commence à se remplir ; plusieurs fois j'ai vu deux petites vésicules se former simultanément, chacune étant au contact d'un de ces larges segments (en grossissant, ces vésicules se sont fusionnées).

Le cytoplasme est très finement granuleux dans le disque, dans la région périphérique du corps et dans une zone en forme de croissant située immédiatement au-dessus de la scopula ; ailleurs, il renferme de grosses granulations intercalées entre les bols alimentaires. Ceux-ci, lorsqu'ils sont formés depuis peu, renferment des bactéries ; âgés, ils contiennent des granules incolores ou brun plus ou moins foncé.

Le macronucléus de *B. marceli* est très différent de celui de *B. dimorpha*. Ce dernier est un cordon grêle, courbé en forme de fer à cheval, de 6 ou d'S (dont les 2 anses sont souvent situées dans deux plans perpendiculaires) ; sa longueur, qui est en général de 55 à 60 µ, peut atteindre 75 µ ; sa largeur varie de 6 à 8 µ. Celui de *B. marceli* est plus court, plus trapu : sa longueur dépasse rarement 20 µ, sa largeur atteint 6 à 8 µ ; son incurvation, légère dans la partie moyenne, s'accentue dans les régions terminales de sorte que le noyau a la forme d'un anneau elliptique auquel manquerait la portion située à l'une des extrémités du petit axe ; parfois l'incurvation est moins prononcée, et le noyau a la forme d'un saucisson, ou bien ses deux moitiés s'accolent par leur face concave et il prend une forme globuleuse ; chez certains individus, il présente un court diverticule latéral, analogue à celui que Dogiel et Furssenko ont représenté dans leur fig. 6 chez *B. dimorpha*.

Le micronucléus de *B. dimorpha* est un corpuscule oblong, de 3 µ à 3 µ, 4 de long sur 1 µ, 6 à 2 µ de large, situé en général à quelque distance (jusqu'à 15 ou 20 µ) du macronucléus, le plus souvent dans la région antérieure du corps ; on le met facilement en évidence avec l'acéto-carmin au fer de Belling (1921). Chez *B. marceli*, le micronucléus est généralement accolé au macronucléus et

est difficilement visible ; chez certains individus, cependant, il peut s'écarter jusqu'à une distance d'une dizaine de μ du macronucléus ; long de 3 à 4 μ, large de 1 μ, 5 à 2 μ, il présente parfois une légère constriction en son milieu.

Un faisceau de myonèmes diverge de la partie inférieure de l'individu.

b) Petits individus. — Les gros individus sédentaires de *B. marceli* se multiplient par bipartition suivant un plan longitudinal qui

Fig. 3. — Colonie en rosette de *Ballodora marceli* fixée à l'extrémité distale de l'endopodite d'un pléopode V. Coloration à l'acétocarmin au fer : *c*, contour de l'endopodite ; *d*, gros individu sédentaire en bipartition ; *d'*, 2 de ces individus résultant d'une bipartition récente ; *m*, individu migrateur ; *s*, 2 petits individus sédentaires ; chez celui de droite, le micronucleus est bien visible ; l'autre exemplaire a un macronucleus lobé latéralement. Les bactéries fixées sur l'endopodite ne sont pas figurées.

apparaît à l'extrémité libre de l'animal et progresse vers le pédicule (fig. 3, *d* et *d'*) ; les deux individus qui résultent de cette division sont identiques, chacun d'eux secrète un pédicule qui apparaît comme une ramification du pédicule primitif. Les mêmes phénomènes s'observent quand ces deux individus se divisent à leur tour (1) ; les bipartitions répétées ont pour résultat la formation d'une colonie en rosette (fig. 3), dont les individus, qui peuvent être au nombre d'une douzaine, sont situés à l'extrémité des branches du pédicule initial, plusieurs fois ramifié (fig. 2, II). A noter que

(1) Ces deux divisions sont très rarement simultanées.

les rameaux de la colonie sont peu inclinés sur la surface de l'endopodite, de sorte que les animaux demeurent immergés dans la pellicule liquide qui recouvre l'appendice.

La plupart des individus des grandes colonies ont une taille réduite et sont portés par des pédicules relativement longs pouvant atteindre 15 μ ; ceux dont la taille est voisine de 45 × 35 μ (fig. 2, I), ont une structure analogue à celle des gros individus sédentaires décrits précédemment ; ceux qui sont plus petits renferment moins de bols alimentaires et leur cytoplasme est plus finement granuleux.

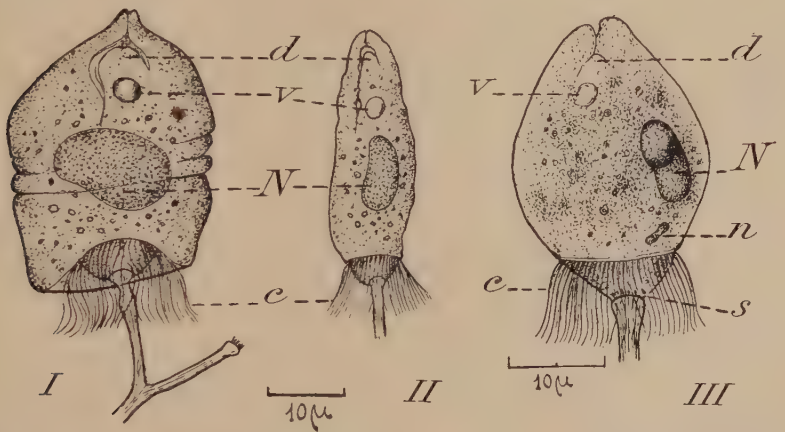

FIG. 4. — Individus migrateurs de *Ballodora marceli*. I, contracté ; II, en extension (observés vivants) ; III, coloré par l'acétocarmin au fer ; *c*, couronne aborale ; *d*, disque (sur celui de I, la frange adorale est indistinctement visible) ; *n*, micronucleus ; *N*, macronucleus ; *s*, scopula ; *v*, vésicule pulsatile. En I, l'individu frère s'est déjà détaché.

B. INDIVIDUS MIGRATEURS. — Ces petits individus sédentaires se transforment en individus migrateurs (fig. 4), mais il est rare que les deux individus frères se modifient simultanément. Le disque se rétracte et forme un mamelon conique, plus large que haut, demeurant constamment caché par les parois de la collerette qui se sont rapprochées en se plissant longitudinalement ; sur ce mamelon, on peut apercevoir l'hélice adorale dont les membranelles s'agitent quelquefois, mais faiblement.

Chez les individus les plus transformés, le corps, très étiré (longueur 35 à 45 μ, largeur 10 à 15 μ) lorsqu'il est en extension (fig. 4, II), présente, dans sa région moyenne, de gros plis transversaux lorsqu'il est contracté (fig. 4, I) ; il se développe une couronne aborale (fig. 4, *c*), formée de cils relativement longs (10 à 15 μ), animés

de mouvements ondulatoires très lents ; cette couronne est insérée au fond d'un petit sillon circulaire situé à une distance de la scopula égale à 1/8 environ de la longueur du corps en extension. Lorsque l'animal est contracté (fig. 4, I), la partie du corps située entre le pédicule et la ceinture locomotrice s'invagine ; cette dernière est alors insérée au fond d'un profond repli.

Le vestibule et le pharynx sont difficilement visibles ; les membranes ondulantes s'agitent parfois, mais faiblement ; les bols alimentaires ont disparu totalement.

La vésicule pulsatile persiste mais ne se vide plus que toutes les 45 secondes environ ; son diamètre maximum est réduit (2 µ, 5 à 4 µ) ; je n'ai pu apercevoir de formation en boyau autour d'elle.

Le macronucléus (fig. 4, III, *N*), gros, court, est arqué en fer à cheval plus ou moins ouvert ; le micronucléus (fig. 4, III, *n*), presque toujours très facilement visible après coloration par l'acétocarmin au fer, est généralement situé à quelque distance du macronucléus.

A un certain moment, ces individus agitent activement leur couronne aborale et, prenant appui avec leur corps sur l'endopodite ou sur les gros individus sédentaires voisins, ils se détachent de leur pédoncule au niveau de la scopula. L'animal nage alors librement en tournant autour de son axe qui est lui-même incliné sur la trajectoire. Je n'ai pu suivre le sort de ces individus libres.

De telles formes migratrices apparaissent fréquemment chez les vorticellides coloniaux ; après s'être détachées, elles vont se fixer ailleurs, perdent leur ceinture locomotrice, sécrètent un pédicule et prennent un appareil adoral normal; chacune constitue alors le premier individu d'une colonie nouvelle. Les petits *Ballodora* sédentaires isolés que l'on rencontre assez souvent sur les lamelles branchiales des *Trichoniscus* (fig. 3, en haut), sont très probablement des individus migrateurs qui ont subi une telle modification. Ce sont ces formes mobiles qui doivent propager l'espèce non seulement sur le corps de leur hôte au moment de la mue et entre les mues, mais aussi sur celui des *Trichoniscus* voisins, probablement en nageant dans l'eau qui imbibe les détritus dans lesquels vivent ces isopodes : j'ai vu un de ces individus se déplacer pendant plus d'une heure et demie dans l'eau.

Les conjugaisons sont très rares chez les *Ballodora*. Dogiel et Furssenko en ont rencontré « deux ou trois fois seulement, et chez les individus isolés » de *B. dimorpha* ; j'en ai observé une chez cette espèce et une chez un *Ballodora* nouveau que j'ai trouvé sur les lamelles branchiales de *Trichoniscus* (*Androniscus*) *dentiger* Verhoeff, provenant de Nancy. Ces conjugaisons sont anisogami-

ques ; dans les deux cas que j'ai observés, le macrogamète était un gros individu sédentaire isolé ; le microgamète, dont la taille correspond à celle des individus mobiles, était accolé par son pôle aboral au niveau du tiers postérieur de son conjoint et était dépourvu de ceinture locomotrice.

Un problème intéressant se pose : que deviennent les commensaux de l'isopode lorsque celui-ci mue ? Comment les lamelles branchiales qui viennent de muer se peuplent-elles à nouveau en infusoires ? Dogiel et Furssenko l'ont résolu chez *B. dimorpha :* les individus mobiles quittent l'exuvie et vont se fixer sur la nouvelle cuticule ; en outre, les gros individus sédentaires isolés muent en même temps que l'endopodite qui les porte : leur corps se détache de la pellicule, passe d'abord à l'intérieur du pédicule (qui est devenu creux) puis à travers un orifice percé dans l'exuvie de l'endopodite au point d'insertion du pédicule ; l'animal se fixe alors sur la nouvelle cuticule. Je n'ai pas eu la chance de rencontrer un isopode en état de mue convenable et n'ai pu refaire ces très intéressantes observations.

Les *Ballodora* présentent de très grandes affinités avec les *Opercularia,* dont certaines espèces vivent fixées sur les végétaux ou les détritus immergés tandis que d'autres sont commensales de nombreux arthropodes aquatiques, en particulier de crustacés. Sont-ils les ancêtres ou les descendants des *Opercularia* ? Si l'on accepte la seconde supposition, sont-ils issus d'*Opercularia* non commensaux ou bien, comme on serait plus tenté de le croire, proviennent-ils d'hypothétiques *Opercularia* qui auraient vécu sur les ancêtres aquatiques des isopodes terrestres actuels et qui se seraient modifiés lorsque ces crustacés ont quitté l'eau ? Autant de questions auxquelles il serait prématuré de vouloir répondre d'une façon sérieuse actuellement.

Bibliographie

Belling (J.). — On counting chromosomes in pollen-mother cells. *Amer. Nat.*, LV, 1921, p. 573-574.

Collinge (W.-E.). — A preliminary study of the structure and function of the cutaneous glands in the terrestrial Isopoda. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, [9], VII, 1921, p. 212-222.

Cuénot (L.). — Infusoires commensaux des Ligies, Patelles et Arénicoles. *Rev. biol. Nord de la Fr.*, IV, 1891-1892, p. 81-89.

Dogiel (V.) et Furssenko (A.). — Neue ektoparasitische Infusorien von Landisopoden. *Trav. Soc. Nat. Petrograd*, Sect. 1 C. R., LI, 1921, p. 147-158 (en russe ; rés. allem., p. 199-202).

Fauré-Fremiet (E.). — Note sur un nouveau groupe d'*Opercularia*. *Arch. Anat. micr.*, VII, 1905, p. 181-197.

Fauré-Fremiet (E.). — La structure de l'appareil fixateur chez les *Vorticellidæ*. *Arch. Protistenk.*, VI, 1905, p. 207-226.

Léger (L.). — Bactéries parasites de l'intestin des larves de Chironomc. *C. R. Acad. Sc.*, CXXXIV, 1902, p. 1317-1319.

Racovitza (E.-G.). — Isopodes terrestres (seconde série). *Biospeologica* IX. *Arch. zool. exp.*, [4], IX, 1908-1909, p. 239-415.

Remy (P.). — *Contribution à l'étude de l'appareil respiratoire et de la respiration chez quelques Invertébrés*. Th. Sc. Nancy, 1925, 222. p.

Vandel (A.). — L'existence et les conditions de la parthénogenèse chez un Isopode terrestre : *Trichoniscus (Spiloniscus) provisorius* Racovitza. *C. R. Acad. Sc.*, CLXXVII, 1923, p. 793-795.

ÉVOLUTION DE *CLADOTÆNIA CYLINDRACEA* (BLOCH)

Par **Stanislaw MARKOWSKI**

En collectionnant des parasites d'oiseaux, j'ai rencontré, dans l'intestin de *Buteo buteo* L., un cestode que j'ai identifié au *Cladotænia cylindracea* (Bloch). Comme les proglottis de ce ver étaient remplis d'œufs mûrs, j'ai essayé d'élucider le développement de ce parasite. Avant d'avoir trouvé *C. cylindracea*, j'avais pu constater, en disséquant un certain nombre de *Buteo buteo*, que cet oiseau se nourrissait exclusivement de souris. Ces données permettaient de supposer qu'un représentant de la famille des Muridés était l'hôte intermédiaire de *C. cylindracea*. Je me suis servi de souris blanches pour mon expérience (*Mus musculus* var. albinos), car il était facile de se procurer ces animaux. Au moment où j'ai trouvé le parasite, je n'avais pas de souris au laboratoire ; je fus obligé de conserver les proglottis de *C. cylindracea* pendant 24 heures. Craignant que les conditions extérieures ne détruisent la vitalité des œufs, j'ai partagé les proglottis en deux portions, dont une fut placée dans de la terre humide et l'autre dans de l'eau. J'ai choisi ce procédé, puisque, dans les conditions naturelles, les proglottis mûrs après leur sortie de l'intestin de *Buteo buteo* devaient se trouver dans des conditions analogues. Après 24 heures, les proglottis morcelés et mêlés à la nourriture furent donnés aux souris. Quatre souris blanches furent employées pour cette expérience, dont une ne fut pas infectée, pour servir de contrôle. J'ai obtenu les résultats suivants : Sur les trois souris infectées le 15 octobre 1925, une fut tuée le 6 novembre, c'est-à-dire trois semaines après l'infection avec un résultat négatif. Le foie ne contenait pas de kystes. Supposant que le laps de temps écoulé était trop court pour le développement des larves, j'ai disséqué la seconde souris le 24 février 1926 et la troisième le 26 février. Dans ces deux derniers cas j'ai pu constater une forte infection. Au premier coup d'œil, on pouvait déjà remarquer une multitude de formations blanchâtres qui remplissaient tout le foie. Un examen plus minutieux me permit de constater que c'étaient des kystes renfermant les larves de *C. cylindracea*. Ces kystes étaient rassemblés surtout au bord des lobes du foie ; quelques-uns se trouvaient dans la partie centrale.

Annales de Parasitologie, t. VI, n° 4. — 1er octobre 1928, p. 431-439.

Après avoir obtenu ce premier résultat, j'ai voulu le confirmer. Dans ce but, et aussi pour fixer le minimum de temps nécessaire à la formation des kystes, j'ai répété l'expérience. Le 20 avril 1926, j'ai employé huit souris blanches, dont deux ne furent pas infectées, pour servir de contrôle. Les six autres absorbèrent deux proglottis chacune ; ces proglottis furent donnés intacts aux animaux.

Fig. 1. — Coupe passant par le kyste renfermant la larve du *C. cylindracea* montrant les deux couches du kyste.

Les souris furent soumises au jeûne avant l'expérience et les proglottis entiers furent mangés. Le lendemain, les souris se trouvaient dans un état de dépression et d'apathie, se tenant de préférence dans un coin de la cage, les poils hérissés.

Le 24 avril j'ai tué une souris ayant absorbé des proglottis. Le résultat a été négatif ; je n'ai pu trouver de larves, ni libres, ni enkystées. J'ai tué une autre souris le 5 mai et là j'ai pu de nouveau constater la présence de larves enkystées dans le foie, quoique les kystes ne fussent pas encore complètement formés. Quelques-unes des larves se trouvant dans le tissu du foie n'étaient pas enkystées et se détachaient du tissu lorsqu'on le disséquait.

Les autres souris, examinées les 10, 12, 16 et 18 mai donnèrent des résultats positifs. On pouvait constater chez elles le développement définitif des kystes. La quantité de ceux-ci était très notable; certains animaux hébergeaient de 250 à 300 kystes. Quant aux animaux témoins, je n'ai trouvé, dans le foie de l'un d'eux, qu'un *Cysticercus fasciolaris* très bien développé. A part ce cas, les autres souris étaient indemnes de toute infection.

FIG. 2. — Larve du *C. cylindracea* libérée du kyste.

DESCRIPTION DU KYSTE. — Longueur : 720 μ ; largeur : 547 μ ; ovale de couleur blanchâtre. Il est formé par le tissu du foie et par le ver. On peut distinguer dans le kyste deux couches de tissus qui se colorent différemment. A l'intérieur du kyste on trouve du liquide et une grande quantité de leucocytes (fig. 1).

DESCRIPTION DU VER. — Longueur de l'exemplaire vivant : 1 mm., 445 ; diamètre du scolex : 0 mm., 425 ; rostellum : 100 μ, 8. La larve se distingue par la grande facilité avec laquelle elle se contracte (métabolie) et par une étonnante vivacité de mouvements, surtout lorsqu'elle est libérée du kyste. Le scolex est muni de quatre ventouses et d'une double couronne de crochets ; il se

trouve invaginé, lorsque l'exemplaire est enkysté. Si on presse légèrement sur la lamelle, le scolex s'évagine à l'extérieur (fig. 2). Le reste du corps de la larve est ovale, excessivement contractile et rempli d'une grande quantité de corpuscules calcaires. Le corps de la larve enkystée est plus ou moins contracté, vu la pression du liquide environnant. La larve ne contient aucune ébauche d'organes génitaux. Le nombre d'exemplaires dans un kyste varie de

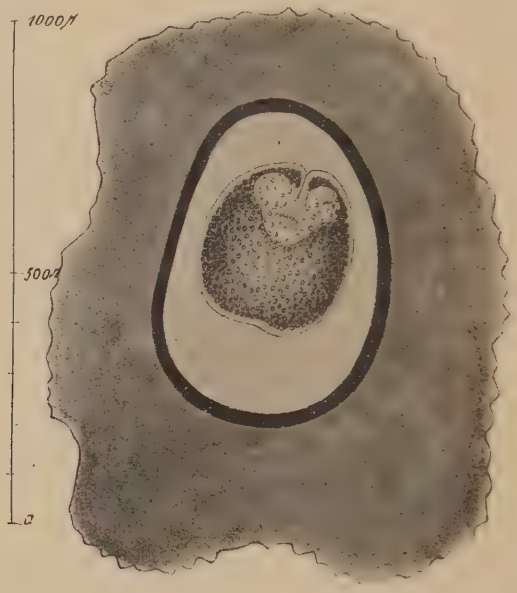

Fig. 3 — Kyste dans le foie de *Mus musculus* var. albinos.

1 à 3. Ces larves sont douées d'une remarquable résistance au processus de putréfaction, comme j'ai pu le constater, en tenant le tissu qui contenait les kystes, pendant plusieurs jours dans une solution physiologique de NaCl à 0,75 p. 100 à la température de la chambre. Le tissu était déjà fortement décomposé, mais les larves montraient encore une intensité de mouvements assez grande. J'ai pu constater, sur les souris infectées, une certaine variabilité dans les dimensions des kystes. Là où le nombre des kystes était très grand, leurs dimensions étaient réduites, là où le nombre des kystes dans le foie comportait à peine plusieurs dizaines, ils étaient plus grands. Ce fait est facile à comprendre puisque les produits de l'hôte sont nécessaires à la nutrition des parasites. En consé-

quence, lorsque le nombre des larves est restreint, leurs conditions d'existence sont plus favorables et leur permettent d'atteindre le maximum de grandeur.

Œuf. — Dimensions : longueur : 24 μ ; largeur : 20 μ. On trouve dans l'œuf l'onchosphère, immobile, munie de 3 paires de crochets embryonnaires. L'œuf mûr de *C. cylindracea* parvient au dehors avec les excréments. Il faut noter que les excréments des oiseaux rapaces se dessèchent très vite et les œufs peuvent être très bien transportés par le vent. A mon avis, ces œufs doivent être résistants à la dessiccation, contrairement aux œufs des autres cestodes. Un œuf de si petites dimensions peut être facilement mangé par une souris, soit avec des graines, soit avec des plantes. Pour confirmer cette supposition, je peux citer un cas où le Dr J. Ruszkowski a trouvé le 29 janvier 1924, à Ulez, un kyste dans le foie de *Mus agrarius* Pall. J'ai pu identifier ce kyste en le comparant aux kystes obtenus expérimentalement, comme appartenant aussi à la forme larvaire de *C. cylindracea* Bloch.

Mus agrarius Pall. est la proie la plus fréquemment rencontrée dans l'intestin de *Buteo buteo* L., ce qui confirme mes suppositions. Pendant la durée de la première série de mes expériences, j'ai disséqué différents oiseaux rapaces diurnes, dont l'énumération se trouve dans le tableau ci-joint ; j'ai réussi à trouver *C. cylindracea* seulement trois fois dans *Buteo buteo* L. : un exemplaire était immature et ne possédait pas d'œufs mûrs. Fuhrmann dans son travail : « *Die Cestoden der Vögel* » cite *C. cylindracea* comme parasite des oiseaux rapaces diurnes. Personnellement je ne l'ai trouvé dans aucun de ces oiseaux sauf dans *Buteo buteo*. Même une forme voisine de ce dernier, *Archibuteo lagopus* Gmel. ne contenait pas ce cestode. Si, comme l'affirment Fuhrmann et d'autres, on rencontre ce parasite dans des hôtes tels que : *Aquila pennata*, ou *Haliætus albicilla* L., il faut supposer que d'autres rongeurs peuvent être hôtes intermédiaires de ce cestode, par exemple : *Lepus*, *Cricetus*, car il est difficile de se figurer que de si grands oiseaux de proie se nourrissent de souris. Dans le tableau ci-dessous, j'énumère les oiseaux rapaces que j'ai disséqués pendant mes recherches.

Circus sp.	3	*Aquila maculata* Gmel.	1
Astur palumbarius L.	3	*Aquila clanga* Pall.	1
Buteo buteo L.	8	*Falco communis* Gmel.	1
Buteo sp.	3	*Falco* sp.	2
Archibuteo lagopus Gmel.	9	*Pandion haliætus* L.	1

Je n'ai pas l'intention de tirer de mon travail des conclusions sur la fréquence d'apparition de *C. cylindracea* dans l'intestin des oiseaux rapaces. Il faudrait pouvoir se baser sur des dissections d'un plus grand nombre d'oiseaux. En tous cas ce parasite n'est pas très rare, puisque j'ai pu le trouver trois fois sur huit dans *Buteo buteo L.* J'ai rencontré des formes adultes au mois d'octobre et d'avril. Il s'en suit qu'il n'existe pas pour *C. cylindracea* de saison spéciale pour la production des œufs, comme on l'observe chez d'autres cestodes. Ceci est compréhensible, puisque les larves sont toujours prêtes à se développer dès qu'elles pénètrent dans l'hôte définitif.

Dans le tableau ci-joint, j'expose les résultats de mes deux expériences.

Infection I

Dates	Nombre de souris infectées	Nombre d'exemplaires examinés	Nombre d'animaux de controle	Résultat de l'infection	Exemplaires de controle
15-10-25..	3	—	1	—	*Cysticercus fasciolaris*
6-11-25..	—	1	—	négatif	—
24-2-26..	—	1	—	positif	—
26-2-26..	—	1	—	positif	—

Infection II

Dates	Nombre de souris infectées	Nombre d'exemplaires examinés	Nombre d'animaux de controle	Résultat de l'infection	Exemplaires de controle
20-4-26..	6	—	2	—	—
24-4-26..	—	1	—	négatif	—
5-5-26...	—	1	—	positif	—
10-5-26..	—	1	—	positif	—
12-5-26..	—	1	—	positif	—
16-5-26..	—	1	—	positif	—
18-5-26..	—	1	—	positif	—

Le résultat négatif constaté dans un cas dans la première série d'expériences (tableau I) est explicable, à mon avis, par une mauvaise méthode d'infection. J'infectais les animaux avec des proglottis mis en morceaux et mêlés à la nourriture. Il a pu arriver qu'une souris mangeât seulement une partie de nourriture non infectée. Quant au seul résultat négatif du tableau II, le laps de temps de quatre jours qui s'est écoulé entre l'infection et la dissection a été trop court. Je suppose qu'à ce moment les embryons sont en période de migration dans l'organisme de leur hôte.

A cause des très petites dimensions des larves et de leur dispersion dans l'organisme, je n'ai pas réussi à les trouver pendant leur migration. Quant au temps nécessaire à la formation des kystes et à leur accroissement jusqu'à leur taille définitive, il comporte environ deux semaines. Cette période passée, les larves sont à l'état de repos en attendant l'hôte définitif.

I. Kystes de *Mus agrarius* Pall.

Longueur	Largeur	Longueur du crochet
748 µ 8	432 µ	24 µ 18
858 µ 4	691 µ, 2	—
605 µ 6	576 µ	—

II. Kystes de *Mus musculus* var. albinos (fig. 3).

Longueur	Largeur	Longueur du crochet
632 µ	547 µ	23,2 µ
720 µ	632 µ	29,0 µ
700 µ	530 µ	—

Dimensions des kystes. – Je donne, à titre de comparaison, les dimensions des kystes du foie de *Mus agrarius* Pall. et des kystes obtenus expérimentalement chez la souris blanche. Les variations individuelles des dimensions des kystes sont assez grandes dans les

deux cas. Les différences de dimensions entre les kystes de *C. cylindracea* produits expérimentalement et ceux trouvés chez *Mus agrarius* Pall. ne dépassent pas les différences individuelles observées dans les premiers.

Il en est de même pour les crochets (fig. 4). Les dimensions des crochets, même chez des exemplaires adultes de *C. cylindracea*, sont extrêmement variables, comme le démontrent les longueurs notées par les auteurs suivants :

V. Linstow.....	0 mm. 034	Volz.....	0 mm. 0396
Morell.....	0 mm. 027	Cohn.....	0 mm. 024
Muhling.....	0 mm. 0325		

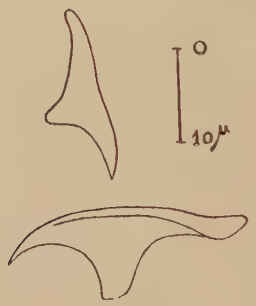

Fig. 4. — Crochets de la larve du *C. cylindracea*.

Je ne vois donc, malgré les différences de dimensions des kystes et des crochets, aucun inconvénient à considérer les kystes trouvés chez *Mus agrarius* Pall. comme appartenant à l'espèce obtenue expérimentalement.

La synonymie de *Cladotænia cylindracea* est la suivante :

Tænia cylindracea Bloch, 1782 ; Volz, 1900 ; *Tænia globifera* et *Tænia armigera* Cohn, 1901 ; *Cladotænia globifera*, *T. heteracantha* Fuhrmann, 1906 ; *Tænia brachium globulosum* Gœze, 1782 ; *Tænia globulosa* Schrank, 1788 ; *T. crenulata* Schulze, 1825 ; *Halysis globifera* Zeder, 1803. Clerc a démontré que *T. armigera* Volz, 1900 = *T. globifera* = *T. cylindracea*.

En terminant, je tiens à présenter mes plus sincères remerciements à M. le prof. C. Janicki, ainsi qu'à M. le Dr J. Ruszkowski, assistant, pour les précieux conseils qu'ils m'ont donné au cours de mes travaux.

Résumé

La forme larvaire de *Cladotænia cylindracea* (Bloch) se développe expérimentalement chez la souris blanche de laboratoire.

Mus agrarius a été trouvé porteur de cette larve dans la nature.

Il est probable que d'autres rongeurs peuvent aussi jouer le rôle d'hôtes intermédiaires.

Bibliographie

Clerc. — Contribution à l'étude de la faune helminthologique de l'Oural. *Revue suisse de Zoologie*, XI, 1908.

Cohn (L.). — Zur Anatomie und Systematik der Vögelcestoden. *Abhandl. Kais. Leopold. Carol. Deutsch. Akad. der Naturforscher*, LXXIX, 1901.

Fuhrmann (O.). — Die Cestoden der Vögel. *Zoolog. Jahrbücher*, Suppl. 10, 1908.

Volz (W.). — *Beitrag zur Kenntniss einiger Vögelcestoden*. Inaug. Diss. Berlin, 1901.

Institut de Zoologie de l'Université de Varsovie.

RÉALISATION EXPÉRIMENTALE DU CYCLE COMPLET DU *SCHISTOSOMA HÆMATOBIUM*

Par E. BRUMPT

Dans une communication faite à l'Académie de Médecine le 31 janvier dernier, en collaboration avec S. Werblunsky, j'ai signalé la possibilité d'infecter expérimentalement des *Bullinus contortus*, originaires de Corse, avec l'urine de deux malades égyptiens souffrant de bilharziose vésicale. Depuis cette époque j'ai effectué de nombreuses expériences en partant de ces mollusques, dans le but de donner la bilharziose à divers animaux de laboratoire. J'ai réussi à infecter un *Macacus cynomolgus* (sujet unique), un rat blanc sur huit, neuf souris blanches sur dix et six hérissons jeunes ou adultes sur six. Par contre, je n'ai enregistré que des échecs en utilisant cinq jeunes chats, de 400 à 600 grammes, sept lapins de quelques mois et un jeune cobaye.

Les souris ont présenté soit des infections trop intenses, les faisant succomber avec de nombreux schistosomes jeunes dans le foie, soit des infections relativement légères passant à l'état chronique. Dans ce dernier cas, les animaux sacrifiés entre le 96e et le 107e jour après le début de l'expérience montraient à l'autopsie un foie cirrhotique très altéré, de couleur foncée, à surface irrégulière, avec de nombreux œufs et quelques vers adultes ainsi qu'une grande quantité de pigment noir (hémozoïne). Certaines souris avaient la rate hypertrophiée (1) avec des œufs nombreux dans un cas, plus rares dans d'autres.

(1) La rate est hypertrophiée chez les gens atteints de bilharziose sino-japonaise provoquée par le *Schistosoma japonicum* ; elle semble habituellement hypertrophiée chez de nombreux sujets porteurs de *Schistosoma mansoni* aussi bien en Afrique qu'en Amérique. Un certain nombre d'auteurs attribuent même la splénomégalie égyptienne à une infection par le *Schistosoma mansoni* qui chez le même sujet provoque également une cirrhose du foie. Mes expériences, en montrant l'existence d'hypertrophie de la rate et la présence de nombreux œufs dans cet organe, même dans le cas des infections à *Schistosoma hæmatobium*, consolident l'hypothèse de l'étiologie bilharzienne de la splénomégalie d'Égypte. La présence de foyers renfermant de nombreux œufs de *Schistosoma hæmatobium*, tantôt tous normaux (fig. 3) tantôt tous anormaux, me permet de croire que, contrairement à l'opinion généralement admise, les œufs de bilharzies sont directement déposés dans les tissus des organes par les femelles susceptibles de sortir des petits vaisseaux sanguins pour pondre, et susceptibles d'y rentrer par effraction pour retrouver leur alimentation sanguine et leur habitat normal. Je ne crois pas que la distribution des œufs dans les organes puisse être expliquée par la migration des œufs pondus dans les veines ou entraînés par le courant sanguin après le départ des femelles qui bloquaient les vaisseaux.

Annales de Parasitologie, t. VI, n° 4. — 1er octobre 1928, p. 440-446.

Les poumons renfermaient parfois des vers adultes et des œufs. La vessie et l'intestin ne montraient pas d'œufs ou de vers dans les cas examinés.

Les hérissons présentent des infections intenses qu'ils supportent relativement bien. Trois hérissons ayant vécu plus de trois mois ont eu une dysenterie bilharzienne légère, caractérisée par la présence de glaires sanglantes et parfois même d'un véritable crachat rectal, riches en œufs à éperon polaire, à la surface de leurs déjections. Un de ces hérissons (681-IX) a été sacrifié 110 jours après le début de l'expérience. Les deux autres hérissons sont morts l'un (678-IX) le 118e jour, l'autre (679-IX) le 97e jour, ce dernier à la suite d'un trop fort parasitisme expérimental par des nymphes de *Dermacentor reticulatus*. A l'autopsie de ces deux animaux, les seules lésions macroscopiques sont montrées par le foie dont la coloration brune est anormale, par la portion terminale de l'intestin (fig. 1) et par l'estomac dans un cas qui présentent un épaississement de la muqueuse et des hémorragies punctiformes ou linéaires, isolées ou confluentes. Les poumons, renfermant quelques strongles, présentent de légères lésions de bronchite vermineuse mais pas d'œufs de schistosome ni de vers adultes. Le foie et le pancréas sont infiltrés d'œufs et de pigment noir. La rate, non hypertrophiée, ne montre pas d'œufs à l'examen direct. La paroi du tube digestif présente des œufs en nombre variable depuis le début de l'œsophage jusqu'à environ un centimètre de l'anus, mais ils sont surtout très nombreux et décelés par des lésions macroscopiques dans l'intestin terminal (1) et l'estomac. Le raclage de la mu-

FIG. 1. — Intestin terminal du hérisson 681-IX. Grandeur naturelle. *A*, Intestin ouvert, montrant l'épaississement des parois et les hémorragies caractéristiques finissant en bas à deux centimètres de l'anus ; *B*, le même, vu de profil pour montrer l'épaississement au niveau des lésions.

(1) Je signale en passant qu'il est impossible de déterminer macroscopiquement la limite du gros intestin et du grêle chez le hérisson.

queuse buccale et de la langue n'a pas permis de déceler d'œufs. Des coupes histologiques dans le dernier quart de l'intestin terminal, au niveau des lésions signalées ci-dessus, permettent de trouver de nombreux îlots d'œufs et au-dessous, dans la musculeuse ou dans la séreuse, des schistosomes adultes mâles ou femelles. Le cerveau, les capsules surrénales et le rein, malgré la présence de cylindres dans

Fig. 2. — Fragment de pancréas du hérisson 678-IX, examiné à l'état frais entre deux lames. Remarquer l'abondance des œufs dans certains champs microscopiques et les amas d'œufs constitués par des éléments d'aspect identique dans chaque îlot mais de structure et de dimensions variables dans des îlots différents. × 50.

l'urine, ne présentaient pas d'œufs. Fait curieux, dans les deux cas la vessie était saine, aucun œuf n'a pu être mis en évidence par le raclage de la muqueuse. L'urine qui remplissait la vessie dans un cas était claire, sans œufs ; elle a été jetée accidentellement avant que la recherche du sucre ait pu être effectuée, recherche qui aurait été intéressante étant donnée l'intense infection du pancréas (fig. 2) de l'animal étudié (1).

(1) Dans son travail sur l'étiologie de la splénomégalie et la cirrhose hépatique égyptiennes, H.-B. Day (1924) admet que le diabète, fréquent en Egypte, peut être dû parfois aux bilharzies. Il signale le cas d'un sujet souffrant de bilharziose vési-

Le dernier hérisson (681, IX), qui s'alimentait encore bien, a été sacrifié le 12 juillet, 110 jours après le début de l'expérience. Les lésions macroscopiques du tube digestif étaient localisées à la partie terminale du gros intestin ainsi qu'au début de l'intestin grêle qui présentait des ecchymoses et de nombreux œufs, depuis le pylore jusqu'au vingt-cinquième centimètre au-dessous de lui. La vessie

Fig. 3. — Même pancréas (hérisson 678-IX). *A*, îlot d'œufs normaux avec *miracidium* ; *B*, œufs de petite taille ne renfermant pas de *miracidium*. × 80.

ne montrait ni lésions, ni œufs et l'urine, malgré l'existence de lésions pancréatiques et hépatiques intenses, ne renfermait ni sucre, ni albumine, ni corps acétoniques, bien que ce hérisson ait été soumis à un régime alimentaire mixte (soupe au pain et poumon de bœuf) depuis plusieurs mois.

Il est tout à fait intéressant de remarquer que les trois hérissons étudiés ci-dessus ont présenté des lésions intestinales très nettes, par lesquelles se faisait l'évacuation des œufs dans le milieu extérieur et aucune lésion vésicale, bien qu'ils aient été infectés en

cale, présentant au moment de l'examen 36 grammes de sucre par litre, guéri en quelques semaines de sa glycosurie, sans changement de régime alimentaire, par le traitement à l'émétique. Les lésions du pancréas provoquées par les œufs de bilharzie sont peut-être responsables de ces cas.

partant de mollusques contaminés par l'urine de deux malades égyptiens.

Je reviendrai dans un travail plus complet sur ces curieux tropismes du *Schistosoma hæmatobium* qui chez l'homme aussi, d'après les observations d'Ouzilleau, de Clapier, de Chestermann, de Nessmann et Trensz, peut se localiser exclusivement dans le gros intestin et donner des dysenteries bilharziennes en général plus graves que celles produites par le *Schistosoma mansoni*.

Grâce au riche matériel fourni par les animaux infectés à mon laboratoire, j'ai pu réussir une expérience qui n'avait pas encore été faite, à savoir l'infection de *Bullinus contortus* d'élevages neufs par des œufs de schistosome provenant d'un animal infecté expérimentalement. Le 24 avril 1928, avant de partir en Corse pour effectuer une campagne antipaludique, j'ai mis au contact d'un certain nombre d'exemplaires de *Bullinus* le produit de broyage d'un foie de souris (n° 517) renfermant des œufs de *Schistosoma hæmatobium* normaux et de nombreux œufs dégénérés. Le 1er juin les mollusques conservés à 25° et bien nourris avec de la salade n'émettaient pas encore de cercaires, mais le 1er juillet, sur les 35 mollusques survivants, 7 étaient infectés et émettaient spontanément, dans des conditions favorables, de nombreuses cercaires avec lesquelles je fais de nouvelles expériences pour contaminer divers animaux de laboratoire. En partant des selles de hérissons renfermant toujours des œufs normaux d'où éclosent rapidement des *miracidium* très actifs quand on les met au contact de l'eau, je continue de nouvelles infections de mollusques, afin de pouvoir entreprendre un certain nombre d'études sur les conditions déterminant les tropismes de ces vers ainsi que sur diverses autres questions générales intéressant les médecins et les biologistes.

Le fait que les œufs de schistosomes, ayant atteint leur complet développement chez des animaux de laboratoire, sont susceptibles d'infecter les mollusques hôtes intermédiaires montre donc que dans la nature l'infection pourrait se perpétuer, en dehors de l'homme, par des animaux réceptifs qui, par leur genre de vie, pourraient entrer en contact avec les eaux souillées, soit en les buvant, soit en s'y baignant. C'est ce qui se produit certainement dans le cas du *Schistosoma japonicum* pour lequel l'homme n'est même qu'un hôte accidentel et peut-être aussi dans celui du *Schistosoma mansoni* dont la grande ubiquité à l'état adulte, dans des conditions expérimentales tout au moins, permet d'entrevoir l'existence d'hôtes animaux jouant un rôle vicariant dans la nature.

En 1917, Leiper, frappé de constater l'absence complète de Rats sauvages au bord des canaux de Marg en Egypte, où les bilharzioses

à *S. hæmatobium* et à *S. mansoni* se contractent facilement, avait émis l'hypothèse que ces animaux devaient avoir été détruits par des infections intenses provoquées par les schistosomes. Cette hypothèse est peut-être vraie dans le cas du *S. mansoni*, qui donne des infections mortelles au rat d'après les expériences de Leiper mais elle ne peut vraisemblablement pas s'appliquer au cas de *S. hæmatobium* qui, dans les expériences de Cawston (1918-1919), d'Ingram (1924) et dans les miennes (1928), s'est montré un très mauvais hôte, même quand il est très jeune.

Les animaux réceptifs à la bilharziose vésicale expérimentés jusqu'à ce jour sont les suivants : singes divers (Leiper, 1917 ; Manson Bahr et Fairley, 1920 ; Archibald, 1922 ; Blacklock et Thompson, 1924 ; Brumpt, 1928), cobayes (Becker, 1916, Blacklock et Thompson, 1924), rats blancs (Leiper, 1917 ; Brumpt, 1928), souris blanches (Leiper, 1917 ; Bettencourt et Borges, 1922 ; Brumpt, 1928), hérissons (Brumpt, 1928).

Parmi ces animaux ce sont les singes asiatiques et africains, les souris et les hérissons qui sont les plus réceptifs. Les singes et les hérissons, qui semblent toujours présenter une manifestation intestinale de la bilharziose habituellement vésicale chez l'homme, sont susceptibles d'être des hôtes vicariants de cette infection. Il serait d'ailleurs intéressant d'essayer la susceptibilité de divers animaux domestiques et d'étudier la possibilité pour les œufs produits d'être évacués à l'extérieur afin de savoir quel rôle épidémiologique éventuel ils peuvent jouer dans la nature. J'espère pouvoir publier prochainement un travail complet dans lequel, à l'occasion des constatations anatomo-pathologiques, j'exposerai mes idées sur le mécanisme des migrations des œufs dans les tissus et les facteurs déterminant la localisation des bilharzies dans les organes de leurs hôtes expérimentaux.

Résumé

1° Le hérisson, dont la sensibilité aux bilharzioses ne semble pas avoir été étudiée jusqu'à ce jour, est un animal extrêmement réceptif, tout au moins dans le cas du *Schistosoma hæmatobium*.

2° Cet animal, qui a présenté trois fois sur trois des lésions intestinales généralisées, ainsi que des infections hépatiques et pancréatiques intenses, n'a jamais montré de lésions vésicales.

3° Le cycle évolutif complet, de l'œuf à l'œuf, du *Schistosoma hæmatobium* a été obtenu pour la première fois en partant d'une souris infectée expérimentalement.

Bibliographie

Archibald (R.-G.). — Some investigations connected with the spread of Bilharziasis in the Dongola Province of the Sudan. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, XV, 1922-1923, p. 419-426, pl. I-V.

Becker (J.-G.). — A further Note on Bilharziosis in the Transvaal. *Med. Jl. of South. Africa*, XII, 1916, p. 42.

Bettencourt (A.) et Borges (I.). — Rapport de la Mission de l'Institut Camara Pestana pour l'étude de la bilharziose au Portugal. *Arq. Inst. Bact. Camara Pestana*, V, 1922, p. 189 230, pl. VII-XII.

Blacklock (D.-B.) and Thompson (M.-G.). — Human schistosomiasis due to *Schistosoma hæmatobium* in Sierra Leone. *Ann. of trop. med. and paras.*, XVIII, 1924, p. 211-234, pl. XIV.

Brumpt (E.) et Werblunsky (S.). — Infection expérimentale d'un mollusque de Corse (*Bullinus contortus*) par le *Schistosoma hæmatobium*, agent de la bilharziose vésicale. *Bull. Acad. de med.*, XCIX, 1928, pp. 153-155.

Cawston (F.-G.). — Bilharziosis in Natal. *Parasitology*, XI, 1918-1919, pp. 83-93.

Clapier (P.-N.). — Contribution à l'étude de la répartition des bilharzioses en Afrique équatoriale française. *Bull. Soc. Path. Exot.*, XIII, 1920, p. 804.

Day (H.-B.). — The etiology of egyptian splenomegaly and hepatic cirrhosis. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, XVIII, 1924. pl. 121.

Ingram (A.). — Note on a possible intermediate host of *Schistosoma hæmatobium* in the Gold Coast. *Ann. Trop. Med. Paras.*, XVIII, 1924, pp. 265-266.

Leiper (R.-T.). — *Researches on Egyptian Bilharziosis (A report to the War Office on the Results of the Bilharzia Mission in Egypt, 1915)*. London J. Baillière, Sons et Danielsson Ltd, 1918.

Manson-Bahr (Ph.) and Fairley (N.-H.). — Observations on bilharziasis amongst the Egyptian expeditionary forces. *Parasitology*, XII, 1920, p. 33-71.

Nessmann (V.) et Trensz (F.). — Nouveaux cas de bilharziose intestinale à *Schistosoma hæmatobium* observés au Gabon. *Annales de Parasitologie*, VI, 1928, p. 182.

Werblunsky (S.). — *Les hôtes intermédiaires* de Schistosoma hæmatobium *agent de la bilharziose vésicale*. Thèse de la Faculté de Médécine de Paris, 1928.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris.

PRÉSENCE D'EMBRYONS DE *DRACUNCULUS MEDINENSIS* DANS LE PUS D'UN ABCÈS

Par le Dr G. BRUN

Médecin principal de la Marine

Le 3 avril 1928, on apportait au Laboratoire du pus fraîchement extrait par ponction d'un abcès de la région antéro-externe de la jambe droite. Macroscopiquement, ce pus était épais, grumeleux, d'aspect franchement hématique. A l'examen à un faible grossissement, après étalement sur lame et coloration par la méthode de Gram, mon attention fut attirée par la présence, au milieu des globules de pus, d'éléments allongés, cylindriques, en nombre considérable. Les uns étaient rectilignes, d'autres plus ou moins enroulés sur eux-mêmes. On distinguait nettement une extrémité arrondie, tandis que l'autre se terminait par une queue effilée. Un grossissement plus fort permettait d'apercevoir une cuticule striée transversalement.

Je pensai tout de suite à des embryons de Filaire de Médine, et, avant d'en donner une description plus complète, je résumerai l'observation du malade qui m'a été aimablement communiquée par le Médecin principal Ploye, chef des Services chirurgicaux.

Mansouana Kone, 25 ans, caporal au 8e R. T. S., originaire du Soudan, entre à l'hôpital le 17 février 1928 pour : « hydarthrose du genou droit ». Il raconte que la veille, étant à l'exercice, il a senti une vive douleur dans le genou droit. Il défait ses molletières et remarque une augmentation nette du volume de l'articulation. Il continue l'exercice, mais, rentré à la caserne, se couche et ne peut dormir de la nuit, tellement les douleurs sont vives.

Pas d'antécédents traumatique ni vénérien. Il dit qu'en 1926, il a eu un ver de Guinée au pied droit et qu'il l'a cassé au cours de manœuvres d'extraction.

Une ponction du genou, pratiquée à l'hôpital, permet de retirer 100 cm³ environ de liquide visqueux, jaune citrin. Ce liquide montre une prédominance nette de polynucléaires et la réaction de fixation du complément avec le gonocoque reste négative. Sur le sang, le Bordet-Wassermann est négatif ; la réaction de Vernes à la résorcine donne 45 pour la tuberculose.

Annales de Parasitologie, t. VI, n° 4. — 1er octobre 1928, p. 447-450.

Dans les jours qui suivent, une nouvelle ponction est faite au bistouri, l'article est lavé à l'éther, et on applique un appareil de Maisonneuve. Légère hyperthermie consécutive.

Le liquide se reforme lentement, on en extrait à nouveau 70 cm³ environ, fortement louche, dans lequel la recherche du bacille tuberculeux demeure négative. Un cobaye est inoculé ; au bout de deux mois, il ne présente aucun symptôme de tuberculose.

Deux jours après, tout phénomène inflammatoire avait disparu. Le genou droit était indolore, avait son volume normal, sans trace d'empâtement synovial ; tous les mouvements de l'articulation avaient leur amplitude normale. Mais, en même temps, on notait dans la région antéro-externe de la jambe droite, au niveau de la tête du péroné, la présence d'une petite tumeur fluctuante, du volume d'une noix. Une ponction au trocart permettait de retirer environ 30 cm³ de pus épais, rouge foncé. L'examen bactériologique en donna les caractéristiques suivantes :

Absence de bacille tuberculeux à l'examen direct et après homogénéisation.

Absence d'autres germes microbiens après culture.

Globules rouges. — Nombreux polynucléaires très altérés.

Présence, en nombre considérable, d'embryons de *Dracunculus medinensis*.

Une formule leucocytaire pratiquée le même jour décela une éosinophilie de 23 pour cent. Enfin, un examen des selles, par la méthode de Telemann modifiée par Langeron, ne montra pas trace de parasitisme intestinal.

Par la suite, l'abcès fut largement incisé sous anesthésie locale ; le pus gardait son aspect, renfermait encore des embryons de filaire, mais aucun fragment de ver adulte ne put être trouvé. On nota seulement un décollement fusant vers le haut, et se dirigeant derrière le tendon du biceps. Le malade cicatrisa sans le moindre incident.

En résumé, si on avait pu penser un moment à une arthrite bacillaire du genou, la présence d'embryons dans le pus d'un abcès développé près de l'articulation malade permettait de rejeter ce diagnostic et d'affirmer l'étiologie filarienne. D'ailleurs, cette hydarthrose de type spécial a déjà été signalée par Oudard, Ploye et Jean (1), mais dans les cinq observations qu'ils rapportent, c'est la présence d'un ver adulte, trouvé dans le voisinage, qui leur avait permis de préciser la pathogénie de cette complication intéressante.

Les embryons que j'ai rencontrés sur mes frottis présentent les caractéristiques données par les auteurs (Brumpt, Neveu-Lemaire), 500 à 750 μ de long, sur 15 à 25 μ de large. Ils sont cylindriques ;

(1) Dragonneau et Articulations. *Presse Médicale*, 24 février 1923.

une extrémité se termine par une queue effilée, l'autre, un peu moins large que la partie médiane, est arrondie. Ce qui frappe tout d'abord, c'est leur peu d'affinité pour les colorants : la larve se détache en clair sur le fond diversement coloré de la préparation. Quelques noyaux cellulaires, fortement colorés, rassemblés de part et d'autre des embryons, les font encore ressortir davantage.

A un plus fort grossissement (210 diamètres), on distingue nettement une cuticule épaisse, finement striée transversalement. Sur les bords, cette striation semble décrire une ligne de festons réguliers ; la queue très effilée correspond au cinquième environ de la longueur totale. Certains colorants énergiques (fuchsine, bi-éosinate) mettent en évidence dans le segment antérieur un tube digestif présentant par endroit des dilatations. Dans la portion précédant la queue, on voit également des taches colorées, papilles ou glandes génitales rudimentaires (fig.).

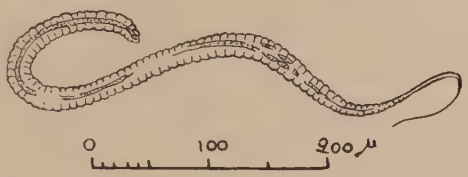

FIG. — Embryon de *Dracunculus medinensis* dans le pus d'un abcès.

Cette courte description m'a paru suffire pour identifier ces larves. La grande quantité de globules rouges aurait pu faire penser à des microfilaires sanguicoles ayant pu se répandre dans la poche de l'abcès, en même temps que le sang. Mais on ne voyait ni gaine, ni cellules sous-cuticulaires, ni taches facilement colorables. De plus, leurs dimensions sont nettement inférieures.

Que s'est-il donc passé chez notre malade ? Il est vraisemblable d'admettre qu'autour d'une filaire nécrosée s'est développé un abcès. Petit à petit, les tuniques du ver adulte ont été détruites, et les nombreux embryons contenus dans l'utérus se sont répandus dans la poche de l'abcès. L'incision précoce a permis de les mettre en évidence avant qu'ils ne soient détruits à leur tour.

Quoi qu'il en soit, cette observation m'a paru intéressante à rapporter. Si on a fréquemment trouvé dans l'organisme parasité des fragments de ver adulte, la présence d'embryons dans le pus d'abcès filarien semble plus rare.

Une pareille constatation, dans un cas où l'étiologie est obscure, suffit à lever tous les doutes, et en affirmant un diagnostic permet d'assurer un pronostic moins sombre.

Résumé

Dans le pus d'un abcès, développé vraisemblablement autour d'une Filaire de Médine incomplètement extraite et nécrosée, il a été trouvé un grand nombre d'embryons de cette filaire. Cette constatation est à retenir, en raison de la rareté du fait et de son importance pour le diagnostic et le traitement.

Laboratoire de Bactériologie Clinique de l'Hôpital St-Mandrier, Toulon

QUELQUES CULICIDÉS NOUVEAUX POUR LA CORSE EN PARTICULIER *CULEX IMPUDICUS* FICALBI

Par H. GALLIARD

Dans une note précédente (1) nous avons donné la liste de quelques Culicidés recueillis par les différents collaborateurs de la mission antipaludique en Corse ; depuis lors, cette liste s'est accrue et nous signalons ici quelques autres espèces nouvelles pour la Corse. Nous tenons à remercier Mr. F.-W. Edwards du British Museum qui a bien voulu déterminer pour nous quelques exemplaires.

Culex (*Barraudius*) *modestus* Ficalbi. — Cette espèce semble assez rare en Corse : on n'en a trouvé qu'un seul spécimen provenant de Porto-Vecchio (dét. Edwards). Ce *Culex* ressemble beaucoup à *Culex pipiens*, mais il est plus petit. Il a été rencontré en Italie, Hongrie, Macédoine, Asie-Mineure, Palestine, en Espagne (La Cava, Gil Collado).

Culex mimeticus Noë. — Espèce également peu fréquente en Corse, quoique très commune sur tout le pourtour du bassin méditerranéen. On n'en a trouvé qu'un spécimen femelle à Porto-Vecchio et une larve provenant de Campo-di-Loro près d'Ajaccio dans un gîte où l'on trouvait également *C. theileri* et *C. univittatus*.

Culex univittatus Theobald. — Des exemplaires femelles de cette espèce ont été trouvés dans deux localités de la côte orientale : dans des étables à Padulone, près de l'embouchure du Tavignano et à Ghisonaccia. Dans notre première note nous avons décrit une larve ressemblant beaucoup à celle de *C. univittatus*, mais en différant par certains caractères. Faute d'exemplaires adultes obtenus par élevage, nous n'avions pas pu établir s'il s'agissait d'une autre espèce. Il n'est d'ailleurs pas encore certain que ces larves se rapportent à *C. univittatus*.

Culex impudicus Ficalbi. — Dans notre première note nous avions signalé, d'après l'étude de formes larvaires, la fréquence de *C. apicalis* dans les régions basses de Corse et principalement sur la côte orientale. F.-W. Edwards ayant attiré notre attention sur la présence dans les collections du Pr Brumpt, de spécimens adultes

(1) Galliard (H.). — Note sur les Culicinés de Corse. *Ann. de parasit.*, V, 1927, p. 97.

de *C. impudicus* provenant de la côte orientale, nous avons constaté que tous les adultes provenant d'élevages de larves de *C. apicalis*

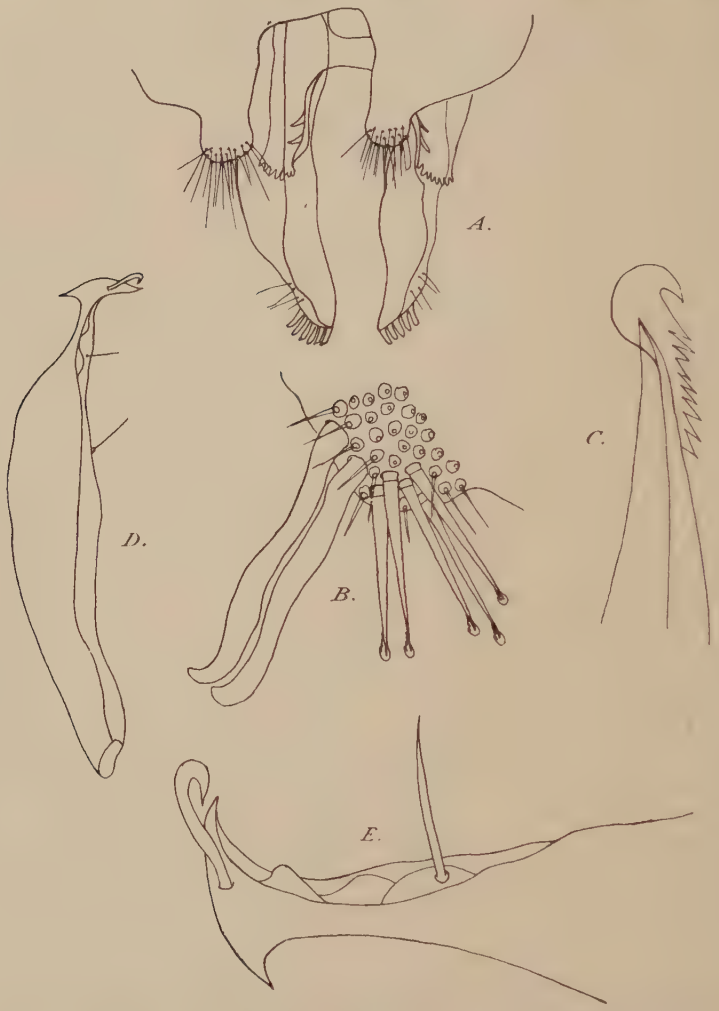

Fig. — Appareil génital mâle de *Culex impudicus*. — *A*, extrémité postérieure de l'abdomen ; *B*, épines denticulées du premier article des forcipules ; *C*, extrémité d'une de ces épines fortement grossie ; *D*, deuxième article des forcipules ; *E*, extrémité de cet article très grossie.

étaient en réalité *C. impudicus*. Ces exemplaires proviennent des localités suivantes : Alistro et Marais de Debbie à l'embouchure du Tavignano (dét. Edwards), Pont d'Arena, près de Tallone, Etang del Sale, Ruisseau d'Alzitelle, Sialello, lit du Tavignano à Cate-

raggio. Cette espèce, décrite par Ficalbi, abonde en Sardaigne et en Sicile. F.-W. Edwards en possède un spécimen provenant d'Alger. Il est possible que *C. apicalis* n'existe pas en Corse.

La larve de *C. impudicus* est absolument identique à celle de *C. apicalis :* l'extrémité du siphon est parfois moins évasée, les dents du peigne présentent assez rarement une seule épine, mais ce sont des caractères inconstants qui ne permettent pas la différenciation. Cette larve est par conséquent tout à fait différente de celles des *Culiciomyia* en général, dont le siphon est court, trapu et de *C. nebulosa* en particulier que l'on a voulu parfois confondre avec *C. impudicus*. L'appareil génital mâle semble assez différent également et se rapproche beaucoup de celui de *C. apicalis*. Comme l'a bien figuré Ficalbi (1) le premier article des forcipules est volumineux et présente sur sa partie externe de longues soies qui permettent à première vue de reconnaître l'espèce. La tubérosité latéro-ventrale est également développée et couverte de soies. Elle porte deux épines foliacées et cinq soies (fig., B, C). Ces soies très fortes sont terminées à leur extrémité par une lame mince et réfringente, mais cependant visible à un grossissement moyen, munie de dents et recourbée à son extrémité en forme de crochet (fig., C).

Le deuxième article des forcipules présente à son apex une expansion en forme de T. Sur une des faces s'insère une digitation incurvée à son extrémité. La portion préapicale de ce deuxième article porte deux ou trois bosselures mais non des épines comme chez *C. nebulosa*, et une soie. Le reste de l'appareil génital est semblable à celui de *C. apicalis*. Par sa larve, par son hypopygium, *C. impudicus* se rapproche beaucoup plus de *C. apicalis* que des espèces que l'on fait entrer dans le sous-genre *Culiciomyia*.

En ce qui concerne la Corse, il est possible que *C. apicalis* n'existe pas et qu'il soit remplacé par *C. impudicus*. Les larves étant identiques, il faudrait faire des élevages dans toutes les localités où existent les larves de ce type.

Aedes (Finlaya) geniculatus Olivier. — Cette espèce a déjà été décrite en Corse par divers auteurs. Nous n'en avons trouvé que deux spécimens capturés au centre de l'île, à Vizzavona.

Ochlerotatus pulchritarsis Rondani. - Deux spécimens ont été trouvés aux environs de Porto-Vecchio, sur la côte orientale. Cette espèce paraît peu commune, malgré sa répartition géographique

(1) Ficalbi. — Revisione delle specie europee della famiglia delle zanzare. *Bull. Soc. Entom. Ital.*, XXI, 1899, p. 216.

assez vaste. Elle a été rencontrée en Italie, Macédoine, Croatie, Turkestan, Russie du Sud, environs de Paris (M. Langeron).

Tæniorhynchus buxtoni Edwards, 1923 (1). — Plusieurs spécimens femelles (déterminés par F.-W. Edwards) ont été capturés en 1925 par le Pr Brumpt dans les étables de Padulone, près de l'embouchure du Tavignano sur la côte orientale. C'est une espèce méditerranéenne rare et qui n'a été rencontrée qu'en Palestine à Huleh (vallée du Jourdain).

Aedes (*Stegomyia*) *argenteus* Poiret. — Nous avons déjà signalé qu'un spécimen adulte avait été trouvé à Bastia par M. Langeron. En 1927, le Pr Brumpt en a récolté de nombreuses larves dans les bénitiers des églises St-Roch et St-Charles à Bastia également.

Résumé

Dans cette note nous signalons la présence de quelques culicides nouveaux pour la Corse: *Culex modestus* Ficalbi, *C. mimeticus* Noë, *C. univittatus* Theobald, *C. impudicus* Ficalbi, *Ochlerotatus pulchritarsis* Rondani, *Tæniorhynchus buxtoni* Edwards. Cette dernière espèce est rare et n'a été trouvée qu'une seule fois auparavant, en Palestine. Nous donnons également une courte description de l'appareil génital mâle de *C. impudicus*. La larve de ce culicidé est identique à celle de *C. apicalis*. Des élevages plus nombreux montreront peut-être que *C. apicalis* n'existe pas ou est très rare en Corse, et que *C. impudicus* y est au contraire extrêmement répandu.

Laboratoire de parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris.

(1) Edwards (F.-W.). — A new *Tæniorhynchus* from Palestine. *Bull. of entom. res.*, XIV, 1923, p. 9.

REVUES CRITIQUES

SUR LA NOUVELLE CLASSIFICATION DES DERMATOPHYTES PROPOSÉE PAR M. GRIGORAKIS

Par R. SABOURAUD

Avec une préface de M. le Professeur Guiart, M. Léonidas Grigorakis nous présente sous le titre de : *Contribution à l'étude des teignes et de leurs parasites* (Lyon, 1928, Imprimerie Bascou) un important travail de 125 pages d'où résulterait une nouvelle classification de ces champignons.

Antérieurement, M. Grigorakis a publié sur le même sujet un gros mémoire dans les *Annales des Sciences naturelles* (Thèse pour le doctorat d'Université, mention Sc. naturelles) (1). La classification à laquelle l'auteur est conduit a été publiée ensuite dans le *Lyon médical* sous la double signature de M. le Prof. J. Guiart et de M. Grigorakis (n° 14, 1er avril 1928).

Le deuxième mémoire cité plus haut de M. Grigorakis est une thèse de doctorat en médecine. Comme elle amende et résume les précédents travaux du même auteur, c'est à elle principalement que mes critiques se réfèreront.

Cet ouvrage devra être analysé par les mycologues professionnels. Pour moi qui étudie ces mêmes questions depuis près de quarante ans, je les ai envisagées sous un angle tout autre, étant parti de l'étude analytique des maladies que les Dermatophytes déterminent sur l'homme et les animaux. J'ai donc le droit de parler, au nom des faits cliniques, des faits que révèle l'examen microscopique de ces parasites dans leur lésion, et aussi des faits botaniques observés par moi dans leurs cultures, mais sans aucun désir de situer plus ou moins logiquement ces champignons dans une classification générale, ce dont je serais incapable.

(1) Grigorakis (L.). — Recherches cytologiques et taxinomiques sur les Dermatophytes et quelques autres champignons parasites. *Ann. des sc. nat., Bot.*, VII, 1925, p. 165-444, 28 pl.

I

Dès son début, M. Grigorakis annonce : *Une classification qui, en respectant les anciens noms génériques, établit les bases nouvelles de leur diagnostic, en dehors de toute considération clinique* (p. 11). Et cela, dit-il, *mettra un peu d'ordre dans la confusion actuelle*. Vraiment, comment M. G. peut-il espérer cela ? Comment ne voit-il pas qu'un ordre établi sur de seules raisons botaniques n'a de valeur que pour l'herbier ou la collection d'un botaniste ?

Quand nous rencontrons un *Microsporum*, ce n'est pas dans une culture, c'est sur la tête d'un enfant malade. Nous l'appelons *Microsporum*, d'après la disposition du parasite dans le cheveu, disposition merveilleusement stable, et constante dans tous les cas. Que nous importera de trouver, par la culture, qu'il s'agissait d'un *Microsporum* glabre comme le *M. equinum* de Bodin, et que pour cette raison M. G. l'aura classé dans le groupe, pour nous, cliniquement tout autre des *Achorion* ?

Ce seul exemple, et j'en pourrais donner vingt semblables, *réduit à rien, pour le dermatologiste, toute classification qui ne sera pas dermatologique d'abord...* Un botaniste reçoit de nous un échantillon, il le classe à sa manière, rien de mieux ; mais nous, nous ne verrons sa culture qu'après trois semaines, alors que le diagnostic aura été posé d'emblée par le microscope, et que le traitement du malade sera commencé, sinon fini.

Pourtant, j'ai été le premier, ou presque, à penser que ces études botaniques ont leur raison d'être, puisque j'ai présenté, pour chaque dermatophyte, les premières descriptions et figurations de leurs organes en culture. Et même je ne vois aucun de ces organes qu'on ait découvert depuis lors ; mais, pour le moment, il semble bien qu'une classification sérieuse et durable de ces champignons est impossible, témoin les divergences profondes qui séparent les auteurs sur ce sujet. Dans ces conditions, il semble nécessaire de dire aux botanistes : Faites donc vos classifications en dehors des nôtres, puisqu'elles seront provisoires, et puisque leur accommodation aux nôtres est prématurée... Nous avons nos catégories de fait, nous reconnaissons dans leur lésion un *Achorion*, un *Trichophyton*, un *Microsporum*, et pour nous, ne l'oubliez pas, ce diagnostic comporte des symptômes, une évolution clinique, un pronostic et un traitement souvent particulier. Laissez-nous donc ces noms à nous. Inventez-en d'autres et travaillez comme si nous n'existions pas. Vous prétendez faire, dites-vous, une classification qui ne tienne aucun compte de la clinique ? Alors pourquoi venir prendre

à la clinique les noms qui lui servent, pour les démonétiser, en leur attribuant une signification botanique qui n'est pas la leur ?

C'est, dites-vous, parce que nous sommes dans l'erreur ? Soit. Mais vous la remplacez par la confusion, chose bien pire, disait Gœthe. Que MM. Ota et Langeron créent des genres et des sous-genres, des *Grubyella* et des *Sabouraudites*, cela pour nous est inoffensif. Si ces noms correspondent à quelque chose, ils vivront leur âge... Mais que vous preniez notre mot d'*Achorion* pour en baptiser un *Trichophyton* ou réciproquement, c'est vouloir que personne n'y entende plus rien.

A mon avis donc, si la première erreur de M. Grigorakis est de ne tenir aucun compte de la clinique et des formes microscopiques que prennent les parasites dans le poil, car ces formes sont spécifiques et immuables ; la seconde est de prendre aux dermatologistes, et pour les détourner de leur sens, des termes que l'usage et une expérience microscopique de tous les jours ont consacrée.

II

Pour justifier sa méthode, M. Grigorakis expose d'abord en un chapitre toute une série d'arguments destinés à montrer la non-valeur et l'inconstance des caractères cliniques des mycoses. Mais c'est exactement comme si, moi, je proposais une classification botanique des champignons inférieurs, car le moindre botaniste pourrait en rire. J'avoue donc mon incompétence. M. G. n'avoue pas la sienne, alors ce chapitre nous la démontre.

1° D'abord, dit-il, tous les dermatophytes déterminent une lésion épidermique circinée... Evidemment. La matière d'inoculation émet autour d'elle des filaments en rayons de roue dont les extrémités dessinent un cercle. Mais parce que toutes les dermatophyties commencent ainsi, et que leur lésion *princeps* est analogue, quel argument l'auteur en peut-il tirer, sinon que tous les dermatophytes des teignes sont des parasites très voisins les uns des autres.

2° Pour M. G. *il est admis actuellement par l'opinion dermatologique* que le *Trichophyton gypseum* est la cause unique du kérion? Or rien n'est plus erroné. Bodin et moi et d'autres, tous nous avons prouvé le contraire. Mais en chaque kérion, la structure du dermatophyte dans le poil permet le diagnostic du parasite qui le détermine, ce dont l'auteur ne souffle mot.

3° Le godet favique, continue M. G., peut être provoqué par d'autres champignons que l'*Achorion* de Schönlein... Evidemment, puisqu'il y a des *Achorion* animaux qui ne sont pas celui de

l'homme et qui par aventure peuvent venir habiter sur lui. Il y a plusieurs *Achorion* comme il y a plusieurs *Trichophyton*.

Quant à la question tout autre, à savoir : Si un *Microsporum* ou un *Trichophyton* peut accidentellement produire des godets, c'est là un point trop spécialement dermatologique pour être étudié ici, je le discuterai prochainement ailleurs (1).

4° En outre, dit M. G., « l'*Achorion gallinæ* et l'*Achorion quinckeanum* ne peuvent être distingués mycologiquement *par les mycologues les plus expérimentés* ». Je ne sais ceux dont l'auteur parle, mais, en culture, dans mon laboratoire, on les distingue à trois pas. L'*Achorion gallinæ* dont le duvet dru et compact est très différent de l'autre, diffuse dans sa culture, même après vingt générations, un pigment rose-orange que l'autre ne montre jamais.

5° Pour M. G. le *Microsporum ferrugineum* de Ota (que cet auteur a toujours vu de ses yeux créer une microsporie, et avoir dans le poil la structure d'un *Microsporum*), ne peut être qu'un *Achorion*, parce que « cette espèce est mycologiquement comparable à l'*Achorion schönleini*... » Et l'auteur, s'il l'avait connu, eût dit certainement la même chose du *Microsporum equinum* de Bodin qui présente avec celui d'Ota de grandes ressemblances, et que nous avons toujours rencontré dans une microsporie authentique...

Notez que dans ces deux pages, où la clinique est traitée « à la cavalière », comme disait Malebranche de la science de Montaigne, il n'y a pas un mot concernant le diagnostic microscopique, si facile, si positif, et si précis, entre les *Microsporum*, les *Trichophyton* et les *Achorion*, dans le poil qu'ils ont envahi. Et quand l'auteur va en parler ce sera pour méconnaître ce que tout le monde en sait aujourd'hui ; les distinctions entre *Trichophyton endothrix*, *ectothrix*, microïdes et mégaspores n'ont aucune valeur pour lui.

« Ce mode d'envahissement des poils, *même s'il était stable pour un ensemble d'espèces*, ne saurait constituer une base scientifique pour distinguer les genres ou les espèces mycologiques. »

Voilà une affirmation tendancieuse pour appuyer des conclusions discutables. A défaut de malades, l'auteur aurait pu inoculer au cobaye les quelques espèces mycologiques qu'il a maniées, il aurait vu que chaque type de parasite a sa morphologie identique dans le poil du cobaye, comme dans le cheveu de l'homme.

« Et en effet, poursuit l'auteur, ces mêmes espèces *pourraient* occasionner sur d'autres terrains un autre type de lésions. »... (L'a-t-il vérifié ? Non, car il aurait vu le contraire...).

(1) *Annales françaises de Dermatologie et de Syphiligraphie.*

« Et, dans ce cas, la distinction *serait* impossible. » Evidemment si cela était, mais cela n'est pas.

Ensuite, M. Grigorakis fait état de la très proche parenté de certains dermatophytes pour les confondre, et même pour en confondre qui n'ont entre eux aucun rapport. Dans mon ouvrage sur *les Teignes* j'ai montré comment certaines rares espèces semblaient n'être que des variétés fixes : ainsi, le *Microsporum lanosum* et le *Microsporum felineum ;* ainsi le *Trichophyton asteroïdes* et le *T. radiolatum.* Mais leurs caractères différentiels s'étant montrés irréversibles, nous les avons laissés distincts, parce qu'il ne faut pas donner d'entorses aux faits qu'on observe.

Alors de ces ressemblances grandes entre quelques variétés proches, M. G. s'autorise, pour identifier entre elles des cultures très dissemblables, par exemple un *Microsporum* glabre avec l'*Achorion* de Schönlein... Une telle identification, pour ceux qui ont manié ces cultures et les ont inoculées, semble un véritable défi.

Suivent d'autres arguments anticliniques tirés de l'ubiquité du *Tr. violaceum* qui peut envahir le cheveu, le poil et l'épiderme (l'auteur aurait pu ajouter l'ongle), ce qui, pour M. G., *prouve qu'un même parasite peut causer des lésions d'aspect différent ! ! !* Mais qui nie cela ? Deux ou trois semaines d'études cliniques à l'hôpital auraient évité à l'auteur l'erreur d'avoir écrit ce chapitre. Il est visible pour tout clinicien que l'auteur n'a jamais rien vu de ce dont il parle.

III

Le suivant chapitre a pour titre : *Valeur des caractères mycologiques des Dermatophytes.* L'auteur commence par rappeler ce qu'est le pléomorphisme des dermatophytes, dégradation progressive qui ramène un grand nombre de leurs cultures à un duvet blanc, *stérile* en ce sens que les organes de reproduction y ont à peu près disparu. Ce fait que j'ai établi pour la première fois au Congrès international de Londres en 1897, et dont j'ai donné la figuration pour presque tous les Dermatophytes, dans mon ouvrage sur *les Teignes,* en 1910, on dirait qu'il est tout nouveau... : « Cette dégradation se manifeste dans les cultures par la présence d'un duvet blanc que *nous appelons* pléomorphique. »

Cependant, dès mes premières recherches (1892-1897), j'avais montré que le pléomorphisme n'apparaît pas sur les géloses fortement peptonisées, ne contenant pas de sucre. Mais ce fait qui reste vrai après trente ans, au point d'être utilisé dans tous les laboratoires, ne paraît pas véridique à M. Grigorakis :

« Il y a *des auteurs* qui ont décrit des milieux de conservation des dermatophytes, mais nos recherches faites pendant plusieurs années nous ont prouvé que cette dégradation est constante et se manifeste toujours, et dans n'importe quelles conditions. »

Or je me charge de montrer à M. Grigorakis des cultures faites avant qu'il ait commencé à s'occuper de ces questions, et auxquelles je rendrai dès le premier réensemencement sur milieu sucré, tous les organes de reproduction que comporte leur espèce. S'il a reproduit mes expériences, comment donc a-t-il procédé ?

Mais l'auteur, parce qu'il croit la dégénérescence des dermatophytes inévitable en culture, va faire du pléomorphisme la base de sa nouvelle classification.

Pour lui donc, toutes les cultures de dermatophytes dégénèrent, mais « il arrive que certaines cultures se présentent dès le début de leur développement avec un aspect duveteux, et *ceci s'explique parce que certaines espèces représentent des formes dégradées.* » C'est sur ce postulat, sur cette hypothèse, que va s'appuyer toute la classification de l'auteur. Il suppose prouvé (ce qui ne l'est aucunement) qu'une culture primaire est plus ou moins dégradée suivant qu'elle présente des organes de fructification plus ou moins complexes. Ainsi le *Microsporum lanosum* montre des fuseaux et des aleuries, ce sera le prototype du Dermatophyte.

Alors le *Trichophyton crateriforme* qui ne montre que des aleuries et pas de fuseaux, sera déjà une forme dégénérée...

« Ses cultures sont dégradées dès le début de leur développement. » Et comme les cultures glabres ne présentent que des cellules globuleuses articulées, ou *arthrospores*, on classera toutes les cultures glabres dans un même groupe, sans tenir compte le moins du monde de la forme que montre le parasite dans le poil, d'où le mélange le plus surprenant de trichophyties et de microspories dans les favus.

Après ces préliminaires dont on voit de suite la tendance idéologique et conjecturale, M. Grigorakis cherche à établir par la seule étude botanique des principaux dermatophytes, leur division en groupes naturels. Mais dit-il... :

« Nous nous abstiendrons de descriptions n'ayant pas de rapports avec la diagnose et la systématisation des genres ou des espèces et qui présentent un intérêt purement scientifique. »

Autrement dit : Nous éliminerons du sujet tout ce qui pourrait contrarier notre système. Car d'autres botanistes ont considéré comme importants des organes que M. G. négligera.

IV

L'auteur établit donc son premier genre : *Closterosporia* de closter (fuseau). Il y mélange le *Microsporum lanosum*, l'*Achorion gypseum*, le *Trichophyton gypseum* et l'*Epidermophyton inguinale*.

En passant, remarquons que pour l'auteur, la forme extérieure de la culture de chaque dermatophyte, si stable pour chacun, semble une chose sans aucune importance, car des êtres qu'il considère comme identiques donnent des cultures assez dissemblables entre elles pour qu'après des années, nous puissions différencier et nommer leur culture au premier coup d'œil. Pour nous, toute première culture non pléomorphisée qui présente en série indéfinie des caractères irréversibles à ceux d'une autre, même à l'œil nu, appartient à une espèce différente. A M. Grigorakis...

« Il semble que ce soient les mêmes espèces désignées différemment *du fait d'une étude imparfaite*, ou à cause du type différent de la lésion qu'elles ont occasionnée.»

L'auteur ajoute :

« La virulence des espèces dégradées semble faible et n'occasionne que des lésions superficielles. Par contre, les formes les plus parfaites sont plus virulentes et attaquent les follicules pileux ainsi que l'intérieur des cheveux. »

Or cette assertion est entièrement fausse, surtout si l'on suppose avec l'auteur que toutes les espèces qui en culture ne montrent pas de fuseaux sont déjà dégradées ; et même les duvets pléomorphiques de certaines espèces sont exactement aussi virulents que la culture primitive dont ils sont issus. De cela, M. G. ne peut rien savoir puisqu'il a écarté toute étude clinique du sujet. Mais alors pourquoi en parler ?

Suit la description de ces espèces, de celles du moins entre lesquelles l'auteur a su reconnaître des différences botaniques. Ces descriptions ne diffèrent de celles que nous en avons données, il y a quatorze ans et plus, que par la recherche des granulations de glycogène et des noyaux. Nous y retrouvons l'article mycélien en raquette tel qu'il avait été figuré par Bodin et par moi, l'article cylindrique et le fin mycélium. Quant à l'appareil reproducteur, ce sont les fuseaux que nous avons tant de fois reproduits, avec les aspérités, signalées par Bodin ; leur germination en culture en gouttes, si bien étudiée par Bodin y est mentionnée, mais sans le nom de Bodin. Les fuseaux imparfaits sont notés ensuite, ceux que reproduisaient déjà les microphotographies de mes *Trichophyties humaines* en 1894 ! Et les grosses chlamydospores dont on retrou-

vera de même la figuration au même lieu. Enfin les aleuries décrites par tous les observateurs quoique sous des noms de fortune : spores externes (Sabouraud), conidies (Bodin), petites chlamydospores (Gueguen), etc., noms sous lesquels chacun peut en retrouver la description.

Le second type du même genre comprend : *Microsporum fulvum, Achorion gypseum* (Bodin), *Microsporum villosum* de Minne dont M. Grigorakis ne fera qu'une seule espèce.

Répétition des formes de fructification bien connues, mais les fuseaux sont un peu moins longs (50 μ au lieu de 75), plusieurs courts, à une ou deux loges... Et les aleuries toujours considérées comme des corps de reproduction « dûs au pléomorphisme »...

Mais pourquoi, puisqu'on les observe toujours en même temps que les fuseaux, même dans les espèces les plus élevées de la série, excepté dans le seul *Epidermophyton inguinale* ?

L'auteur avait d'abord fait des *Trichophyton gypseum, asteroides* et *radiolatum,* un genre à part, le genre *Spiralia.* Il y a renoncé parce qu'il y a trouvé des fuseaux (photographiés par moi en 1894). La forme de la culture très spéciale sur milieu d'épreuve est peu ou mal décrite. Il y a pourtant une différence bien frappante entre leurs formes en disque ou en étoile. La couleur même de leur face dorsale suffirait à en faire reconnaître les cultures...

.....Enfin l'*Epidermophyton inguinale* à propos duquel un alinéa qui prouve que l'auteur n'a pas connaissance des travaux récents concernant les épidermophyties. Les fuseaux de l'*Epidermophyton inguinale* sont décrits, comme les autres, quoique si particuliers en leur forme que la moindre préparation en fait reconnaître l'espèce. Enfin l'auteur y décrit à tort des aleuries qui, dans cette seule espèce, n'existent pas.

V

Le deuxième groupe des dermatophytes de Grigorakis présente un mélange aussi inattendu que le premier. Le *Microsporum audouini* y voisine avec l'*Achorion gallinæ,* avec l'*Achorion quinckeanum,* avec certains *Trichophyton* microïdes. L'auteur n'hésite pas à dire d'ailleurs que pour plusieurs de ces espèces, il n'en a pas eu d'échantillons entre les mains, mais les descriptions données par *les auteurs* lui ont semblé suffisantes pour ce classement ! Or, *les auteurs,* c'est moi, puisque je ne sais aucun travail d'autrui sur le *Trichophyton persicolor,* les *Microsporum tardum, umbonatum,* etc... Mais c'est aussi un reproche à faire à M. G. de ne

pas nommer ceux qu'il critique... « Certains ont dit », « les auteurs disent », « on a dit »..... sont des mots qu'on retrouve partout, même où le nom des auteurs serait nécessaire.

En somme, les descriptions botaniques sont faites d'après les descriptions d'autrui et toujours suivant le même système préconçu. Ainsi dans les cultures du *Microsporum audouini :* « L'aspect duveteux explique que cette espèce, dès la culture-mère, est pléomorphique... »

...Toujours l'affirmation d'un postulat, d'une croyance, qu'on ne prouve pas scientifiquement. Et puis, il y a les faits éliminés *à priori* parce qu'ils ne cadrent pas avec l'hypothèse de départ... « Les formations mycéliennes décrites (par qui ?) sous le nom d'*hyphes pectinées,* n'ont aucune valeur particulière, et ne peuvent pas servir à la diagnose de l'espèce... »

Mais cependant d'autres botanistes leur ont attribué une valeur. Comment choisirai-je entre M. X. pour qui elles n'en ont aucune et M. Y. qui leur en concède ?

M. Grigorakis croit que le *Microsporum audouini* est une forme dégradée du *M. lanosum,* et c'est possible. Mais ce qui est possible n'est pas certain. Et puis comment savoir si c'est la première espèce qui a donné lieu à la seconde ou la seconde à la première ? Pour l'auteur, la chose est évidente, puisque toute sa classification est basée sur la dégradation progressive des dermatophytes (en nos milieux de culture artificielle). Mais pourtant les espèces les plus parfaites, les plus hautement différenciées, ne se sont pas faites tout d'un coup. De même que les conditions de vie que nous leur offrons sur certains milieux les dégradent peu à peu, il y a eu nécessairement des conditions qui ont permis aux plus belles espèces le développement qu'elles ont atteint...

...Les *corps nodulaires* si spéciaux au *Trichophyton farinulentum* sont écartés comme sans valeur, exactement comme les *hyphes pectinées* des *Microsporum.* Les grappes d'aleuries (conidies, spores externes ou petites chlamydospores) qui sont si prodigieusement nombreuses en certaines espèces qu'elles en obscurcissent la lumière sur les préparations, sont traitées légèrement... « Le très grand nombre de ces aleuries leur *permet* de prendre des formes en grappe ainsi que *certains auteurs* l'ont observé. »

« L'évolution et le pléomorphisme de ces espèces, ajoute M. Grigorakis, semblent les mêmes que ceux décrits chez le *Trichophyton asteroides.* » Alors pourquoi les placer dans un autre groupe ?

De l'*Achorion quinckeanum* et de l'*Achorion gallinæ* confondus en une même espèce, malgré les caractères évidents et permanents qui assurent à chacune son identité, l'auteur dit peu de chose sinon

que dès leur culture-mère, elles se présentent sous une forme dégradée (toujours parce que leur culture primaire est duveteuse). Il pourrait supposer « qu'elles représentent des formes dégradées de l'*Achorion gypseum*, du *Microsporum fulvum* ou du *Microsporum villosum* ». Evidemment... ou de tout autre...

VI

Le troisième groupe des dermatophytes, toujours constitué sans s'occuper de la forme microscopique du parasite dans le cheveu, réunit, comme les précédents, les types les plus variés. Ces espèces, parmi lesquelles les *Trichophyton crateriforme* et *acuminatum*, paraissent à l'auteur appartenir aux espèces étudiées dans les autres groupes, et même « à leurs formes pléomorphiques les plus avancées », hypothèse toute gratuite, que leur forme parasite dans le poil contredit, et surtout ce fait qu'on n'a jamais vu une forme pléomorphique, née en culture, qui leur ressemblât si peu que ce soit.

Bien plus, sur cette hypothèse que rien n'appuie, hormis les idées théoriques de l'auteur, d'autres sont superposées à la file...

« *Comme ces espèces représentent des formes pléomorphiques* « *des espèces du premier groupe, nous pouvons faire l'hypothèse* « *que...* » ou bien : « Ces espèces représentent les formes les plus « dégradées des espèces appartenant au premier groupe et sont « fixées dans cette forme. Chez l'homme elles occasionnent des « lésions plutôt superficielles. »

...Et j'ai publié voici trois mois une observation de trichophytie palmaire due au *Trichophyton acuminatum* qui durait sur place depuis onze années, et les trichophyties du *T. crateriforme*, avant le traitement par les rayons X, duraient cinq ans, sept ans et davantage ! Mais pourquoi de telles affirmations sur des faits que visiblement l'auteur ignore complètement, sinon parce qu'elles appuient la thèse qu'il soutient.

VII

Nous arrivons au quatrième groupe des dermatophytes, c'est le plus surprenant de tous. Il contient l'*Achorion schönleinii*, le *Trichophyton violaceum*, les *Trichophyton* faviformes et le *Microsporum ferrugineum* d'Ota, auquel l'auteur aurait joint sans nul doute le *Microsporum equinum* de Bodin, s'il l'avait connu, puisque dans

ce groupe sont jetées toutes les cultures de dermatophytes qui sont glabres.

En culture, « leur mycélium est constitué par des articles ronds ou globuleux qui, à mesure que la culture vieillit, se détachent et évoluent comme des corps propagateurs de l'espèce. Ce sont de véritables arthrospores, et c'est la raison pour laquelle nous avons classé ces espèces dans le genre *Arthrosporia* ».

Je dirai plus loin ce qu'il faut penser de ces formes botaniques qui dépendent à mon avis de la disconvenance de nos milieux à leur culture, ce qui ne permet pas à ces espèces de se développer comme les autres.

VIII

Le chapitre suivant est intitulé : *Revue critique des travaux récents sur la classification des dermatophytes.* C'est une discussion entre MM. Ota et Langeron d'une part, et M. Grigorakis d'autre part. Ces auteurs ne sont pas d'accord sur la classification à donner aux dermatophytes, et comme chacun a nommé les genres et les sous-genres, de noms différents et analogues, cela prépare de beaux jours aux classificateurs à venir. Je ne veux pas prendre parti dans ce débat, pour le genre *Sabouraudites* dont les sous-genres sont : *Aleurocloster, Closteramma* et *Aleuramma*... Tout ce que je puis dire c'est que dans leur essai de classification, MM. Ota et Langeron n'éliminaient pas du sujet, par *a priori,* les organes accessoires des dermatophytes, en déclarant sans valeur ceux qui ne servaient pas leur théorie. A mon avis, MM. Ota et Langeron ont parfaitement raison de séparer de tous autres dermatophytes, l'*Epidermophyton inguinale* dont les fuseaux, par leur forme obtuse, leur nombre et leur disposition verticillée, leur déhiscence loge par loge, et l'absence absolue d'aleuries, font une espèce sans équivalente dans toute la série des dermatophytes. De même, MM. Ota et Langeron me paraissent dans la vérité quand ils refusent de placer loin des autres dermatophytes ceux qui présentent une culture glabre.

A ce propos, M. Grigorakis conclut :

« Nous croyons donc que les caractères qui ont servi de base à la classification de Ota et Langeron laissent presque autant de confusion que la classification précédente... »

Cela est notre sentiment que nous avons exprimé en toute franchise en son temps et ici-même. Mais la classification proposée par M. Grigorakis nous paraît sans hésitation bien pire, car elle repose tout entière non pas sur l'observation impartiale des faits, mais

sur un postulat et une doctrine hypothétique préalable, concernant l'évolution des dermatophytes. Or c'est là, si l'on veut, une hypothèse intéressante, rien de plus, et qui ne peut servir en aucune façon à une construction systématique même provisoire. Elle est chimérique depuis son point de départ, qui n'est aucunement prouvé.

IX

M. Grigorakis rappelle qu'en faisant la critique de la classification proposée par MM. Ota et Langeron, j'avais écrit : « Il y a quatre types de cultures de dermatophytes : 1° un type humide et glabre ; 2° un type à l'aspect de carton recouvert de poussière ; 3° un type d'abord duveteux dont la surface devient poudreuse ; 4° un type duveteux qui reste duveteux... » et j'avais montré qu'à chacun de ces types objectifs, correspondent des formes botaniques spéciales. C'est cette énumération sommaire dont M. Grigorakis prétend avoir fait ses quatre groupes. Mais j'avais ajouté qu'un tel classement des dermatophytes, d'après leur aspect extérieur et les formes botaniques qu'ils supposent, serait tout à fait incohérent, ce à quoi M. G. n'a pas pris garde.

D'abord en ce qui concerne ceux de nos parasites qu'il classe comme *Arthrosporia*, je maintiens que sur nos milieux, si certains dermatophytes restent glabres, c'est-à-dire incapables d'émettre des rameaux aériens fructifères, c'est parce que ces milieux ne suffisent pas à leurs besoins.

Partant de cette hypothèse, j'ai cherché de nouveaux milieux sur lesquels l'*Achorion schönleini* émettrait des organes de fructification vraie, et je n'y suis pas parvenu, échec que M. G. enregistre Mais d'abord, cette voie de recherches n'est pas close définitivement ; en outre et dès à présent, je puis donner de mon opinion une preuve inverse. Sur certains milieux, non sucrés et fortement azotés, on peut, non pas à volonté, mais en certaines cultures du *Trichophyton gypseum*, par exemple, supprimer toute forme de reproduction externe et réduire strictement sa culture aux seules arthrospores que montre l'*Achorion* banal. Rien que cette expérience est pour bousculer toutes les classifications proposées aux dermatophytes à cultures glabres... et un peu les autres.

En ce sujet, tous ceux qui traitent de la question m'attribuent la première classification *botanique* des dermatophytes ; c'est là une erreur. Je n'ai proposé aucune classification *botanique*. J'avais réuni cinquante parasites qu'il fallait bien grouper dans un ordre quelconque. Je les ai réunis en familles, d'après l'aspect microsco-

pique du parasite dans le poil, parce que c'était le seul moyen pour le clinicien de reconnaître ces parasites sur le malade, avant toute culture.

Dans son chap. V de *Considérations générales*, M. G. revient sur la non-valeur des classifications des dermatophytes basées sur le type *clinique* des lésions qu'ils déterminent. Mais sauf la reconnaissance du favus par le godet, je ne vois aucune classification des dermatophytes basée sur la clinique : aucune même ne serait possible. Je le répète donc : le groupement que j'ai fait des dermatophytes est basé sur la constance absolue de la morphologie *microscopique* des dermatophytes dans le cheveu de l'homme, morphologie qu'ils retrouvent exactement dans le poil du cobaye.

Le cheveu microsporique, le cheveu trichophytique, le cheveu favique ont des constantes microscopiques que visiblement M. Grigorakis n'a jamais essayé de vérifier. Or, ces constantes sont telles que Gruby, en 1845, et sans le secours des cultures, a pu décrire d'après elles ces trois types comme chacun spécial et différent, et même distinguer explicitement des *Microsporum* ce que nous appelons aujourd'hui les *Trichophyton* microïdes. Devant la constance morphologique de ces parasites, il était naturel de ranger parmi les *Microsporum* toute culture issue d'un cheveu microsporique, etc..., etc...

Même en admettant que cette constante morphologique d'un parasite dans le poil humain et animal n'ait pas de valeur pour une classification botanique, ce qui n'est nullement démontré, cela reste en tous cas un fait énorme et primordial, plus solide que des hypothèses sur la dégénérescence perpétuelle des dermatophytes (en culture).

Si M. G. met en doute la valeur de ces signes microscopiques, qu'il vienne dans mon laboratoire où mes aides feront sous ses yeux, par avance, le diagnostic de la culture qu'ils obtiendront, par le seul examen microscopique du cheveu examiné. Et qu'il ne mette pas en doute la valeur de signes désormais classiques, pour cette seule raison qu'il ne s'est pas attaché à les vérifier. Tous ses textes sur ce sujet marquent la même absence de documentation... « Les mycoses, écrit-il, ne sont pas des microbioses, mais de simples syndromes où le terrain joue un grand rôle sur le type de la lésion. »

Mais les mycoses et les microbioses sont identiques en ceci. Les unes comme les autres peuvent revêtir des aspects cliniques différents. Un impétigo chronique rétro-auriculaire streptococcique peut être aussi différent d'un impétigo aigu qu'une teigne tondante l'est d'un kérion...

En somme, l'*idée* nouvelle apportée par M. Grigorakis, c'est que

toutes les cultures de dermatophytes, lorsqu'elles ne présentent pas les plus hautes formes de fructification, qu'on connaît seulement à certaines espèces, sont des formes déjà dégénérées de ces espèces. Mais cela c'est une pure hypothèse dont nulle part n'est donnée la démonstration. Appeler *dégradées* des formes de reproduction moins parfaites que d'autres, est une pétition de principes. Elles ne sont dégradées que quand elles surviennent dans une culture particulière, dont on suit, par des examens répétés, la dégénération progressive. En outre, la dégénérescence pléomorphique n'a jamais reproduit le type d'une autre culture. On ne voit jamais le *Trichophyton gypseum* devenir le *T. crateriforme* ou le *Microsporum lanosum* devenir l'*Achorion gallinæ*.

Enfin chaque espèce maintenue en conservation sur milieux fortement et uniquement peptonisés, garde sa forme originelle, et elle reste apte à la reprendre intégralement (quoi qu'en dise l'auteur, parce qu'il n'a pas suivi nos méthodes). Nous pouvons lui montrer des cultures de cinq et six ans aussi fructifères qu'elles l'étaient à l'origine. Donc : erreurs de méthode et d'observation.

Quant à la position à donner aux dermatophytes dans l'ensemble des *Fungi imperfecti* d'autrefois, nous disons hardiment notre incompétence, et nous souscrivons d'avance à tout ce que voudront les botanistes, lorsqu'ils se seront mis d'accord.

A lire ce travail, il semble pourtant qu'ils aient encore beaucoup à faire avant de pouvoir conclure. Or, nous voyons chacun aboutir à des conclusions très différentes et chacun les énoncer comme des vérités révélées, fixant des lois imprescriptibles. Il me semble que le sujet reste assez obscur pour que les nouveaux essais du même genre soient proposés avec plus de prudence et d'hésitation. Moins d'assurance et quelque doute scientifique sont de mise en des cas pareils.

Et puis il semble aussi que ceux qui veulent se consacrer à de telles études devraient d'abord apprendre ce qu'on sait de la question, dans un laboratoire de mycologie clinique. Il y a des faits et des méthodes que leur texte prouve qu'ils ignorent et qui leur seraient indispensables à connaître avant d'écrire.

Enfin, en un sujet qui a tant de faces, vouloir de parti pris les ignorer toutes, pour n'étudier que l'une d'elles, c'est aller forcément au-devant de l'erreur. S'en rapporter uniquement à la morphologie des organes de reproduction, si variables suivant les milieux de culture, pour classifier les dermatophytes, c'est vraiment faire une place trop restreinte à la masse des faits que nous ignorons.

Non seulement la morphologie du parasite dans le poil, bien qu'elle soit ici taxée d'incertitude, garde une valeur considérable en raison de sa constance même ; mais l'expérimentation physiologi-

que a aussi le droit d'être mise à contribution. On a fait des extraits de bouillons de culture : des favines, des microsporines, des trichophytines. Or toutes provoquent une intradermo-réaction positive chez le sujet qui a présenté un kérion *trichophytique*, alors que le même sujet ne présentera aucune réaction si on lui injecte un bouillon de sporotrichose. Voilà des faits qui montrent au moins la très proche parenté des divers groupes de parasites des teignes, quelles que soient leurs formes apparentes de reproduction.

Donc que les botanistes, en classifiant ces parasites, les placent dans l'ordre qu'ils croiront le meilleur, sous des noms qu'ils n'auront pas emprunté à notre vocabulaire dermatologique, mais qu'ils ne les placent pas trop loin les uns des autres, parce que les expériences précédentes montrent qu'en dépit de leurs apparences dissemblables, ils appartiennent vraisemblablement tous à une même famille naturelle.

Résumé

Après la lecture de cet ouvrage, si l'on veut résumer en quelques mots ce qu'on en retient, on peut dire que les deux tiers au moins des faits qu'il étudie ont été mis au jour par d'autres et que cette part d'autrui n'y est pas clairement donnée sous le nom d'autrui. Un tiers représente ou bien des erreurs cliniques, ou bien des observations et théories personnelles, infiniment discutables, qui toutes s'appuient sur un même postulat : la dégénérescence progressive des cultures de dermatophytes sur certains de nos milieux de culture. Or, cette hypothèse (en dehors de la vie artificielle des dermatophytes) n'est aucunement démontrée.

Que M. Grigorakis m'excuse. Je respecte le travail d'autrui et ne présente aucune de ces critiques sans réserves. Je puis me tromper comme ceux auxquels je les adresse. Mais dans le domaine de la science, si on laisse passer sans critique ce que l'on croit fermement être des erreurs, il n'y a pas de progrès possibles.

On comprend d'ailleurs, sans que j'y insiste, combien j'aurais fait cette critique plus brève si le travail que je viens d'analyser ne résumait pas une thèse présentée par l'auteur pour le *doctorat ès sciences naturelles*, une thèse reçue, nous annonce M. le Prof. Guiart, avec les félicitations du jury (1).

(1) Un dernier mot pour dire que la bibliographie donnée par M. G. est insuffisante. Quantité de documents qu'on y voudrait voir figurer n'y sont pas. Plusieurs de ceux qu'on y trouve n'y sont pas nommés exactement. M. G. veut bien, à diverses reprises, dire le bien et le mal qu'il pense de mon œuvre. Mais mon livre qui la résume (en 850 pages et 450 figures), où se trouvent exposés et figurés à peu près tous les faits dont il parle et les preuves de beaucoup de faits dont il ne tient pas compte, n'est pas nommé exactement, et il semble même qu'il ne l'ait jamais eu en mains.

TRAVAUX RÉCENTS SUR LA CLASSIFICATION DES DERMATOPHYTES. — II (1)

Par Maurice LANGERON

Au moment (1926) où parut le premier travail de L. Grigorakis, présenté à la Sorbonne comme thèse de doctorat d'Université et intitulé *Recherches sur les dermatophytes*, j'ai exprimé mes réserves au sujet de la classification que cet auteur avait cru devoir adopter. Soit dans ces *Annales*, au cours d'une *Revue critique* (1), soit dans le *Bulletin de l'Institut Pasteur* (2), dans l'analyse critique de ce mémoire, j'ai dit que « cette classification avait peu de chances d'être adoptée, car elle méconnaît trop ouvertement les règles internationales de la nomenclature scientifique ». Cette opinion n'a pas varié ; elle s'est même renforcée à la suite de la publication récente, d'une part par J. Guiart et L. Grigorakis, d'autre part par L. Grigorakis, de cette même classification légèrement modifiée.

On peut se demander tout d'abord pourquoi le nom de J. Guiart se trouve en tête de cette classification, publiée dans un article intitulé : *La classification botanique des champignons des teignes*, paru dans le *Lyon médical* du 1er avril 1928 et précédant de peu la distribution de la thèse de doctorat universitaire (médecine) de L. Grigorakis (*Contribution à l'étude des teignes et de leurs parasites*, Lyon, 1928). Qu'un professeur présente, comme c'est le cas pour cette thèse, dans une préface élogieuse, le travail de son assistant et élève, la chose est normale. Mais, dans la publication commune à laquelle je fais allusion, on ne voit pas exactement la part de collaboration de chacun, puisque la classification qu'elle expose n'est en somme que l'œuvre un peu modifiée de Grigorakis, publiée dans ses lignes essentielles plus de trois ans auparavant. Il en résulte que J. Guiart, sans avoir fait paraître de travaux particuliers sur la question, puisque je n'en ai trouvé aucune trace dans la bibliographie, assume la responsabilité des opinions émises par L. Grigorakis et doit prendre sa part des critiques formulées plus

(1) Langeron (M.). — Travaux récents sur la classification des dermatophytes. *Ann. de Parasitologie*, IV, 1926, p. 193-198.
(2) *Bull. Institut Pasteur*, XXIII, 1925, p. 442, XXIV, 1926, p. 392-394, XXV, 1927, p. 1048.

haut par notre éminent Maître, R. Sabouraud, et de celles que je vais, à mon tour, présenter, aux points de vue systématique et botanique.

L'impression qui se dégage de la lecture des mémoires de Guiart et Grigorakis est que la confusion est arrivée à son comble et qu'il semble difficile de la porter à un plus haut degré de perfection. Sous prétexte de conserver les trois anciens genres : *Trichophyton*, *Microsporum* et *Achorion*, ou d'y revenir, on enlève à ceux-ci leur signification primitive pour y faire entrer des types disparates, de sorte que ces genres ne correspondent plus aux types établis par leurs créateurs.

La conservation des trois anciens genres fondamentaux serait une chose excellente si l'on pouvait constituer ainsi une clef à double entrée, dans laquelle ces trois genres faciliteraient un premier triage, d'après les caractères que les dermatophytes présentent dans les lésions ; les nouveaux genres ou sous-genres permettraient ensuite de répartir les espèces d'après les caractères botaniques plus complets qu'elles présentent dans les cultures sur milieux artificiels. Tel n'est pas le résultat obtenu par Guiart et Grigorakis. Par exemple, on trouve dans le genre *Microsporum* nouveau style l'*Epidermophyton inguinale*, qui ne rappelle en rien, ni à l'état parasitaire, ni sous la forme culturale, les caractères admis jusqu'ici pour les *Microsporum*, ou l'ancien *Achorion gallinæ*, dont Altara a démontré la nature trichophytique. De même, on voit rapprochés dans le genre *Achorion* nouveau style des champignons aussi dissemblables que l'*Achorion* (*Grubyella*) *schönleini* et l'*Endodermophyton concentricum*. En un mot, les termes *Microsporum*, *Trichophyton*, *Achorion*, signifiaient autrefois quelque chose de précis, sur quoi tout le monde était d'accord. G. et G. leur enlèvent cette signification pour leur en donner une nouvelle, toute différente, si bien que ce sont en réalité de nouveaux types génériques sous un nom ancien. D'où la confusion extrême dont j'ai parlé et qui fait tomber ces anciens noms, prenant un sens nouveau, sous le coup du § 4 de l'article 51 du Code de nomenclature. On en revient donc à la nécessité de créer des noms nouveaux.

Or, ces noms existent, ce sont ceux qui ont été proposés en 1923 par Ota et Langeron, car, plus que jamais, les deux classifications coïncident. Sur les 15 espèces formant le genre *Microsporum* G. et G. nouveau style, 14 sont des *Sabouraudites* ; une seule, le *Microsporum inguinale*, est précisément cet *Epidermophyton*, si particulier, si bien caractérisé, qu'il mérite à lui seul les honneurs d'un genre. Passons au genre *Trichophyton* nouveau style : sur 11 espèces, il y a 9 *Trichophyton* au sens d'Ota et Langeron, et 2 *Sabouraudites*. Les subdivisions du genre *Achorion* nouveau style

sont nos trois genres *Grubyella, Bodinia* et *Endodermophyton ;* ce dernier est conservé tel quel, tandis que quelques *Grubyella* passent chez les *Bodinia,* sans que ce déménagement soit motivé par des raisons impérieuses.

Guiart et Grigorakis nous ont fait l'honneur d'une longue critique, s'efforçant de démontrer que leur classification diffère beaucoup de la nôtre. Ils attaquent surtout notre genre *Sabouraudites.* Il faut cependant que ce groupement corresponde à quelque chose de réel, puisque nous le retrouvons à peu près intact, quoique sous un autre nom, dans leur classification. L'aménagement de ses sous-genres présente, on en conviendra, une importance bien moins grande ; c'est une question de dosage des aleuries et des fuseaux. Il faudrait discuter ici pied à pied pour chaque espèce, ce que j'épargnerai au lecteur ; G. et G. nous font beaucoup d'honneur en y consacrant 14 pages. D'ailleurs, la signification des sous-genres est à peu près nulle. Le sous-genre est un mauvais groupement : ou bien les espèces qu'on y range présentent un ensemble de caractères tranchés, et alors il faut les réunir dans un genre, pour leur donner une individualité systématique ; ou bien il s'agit de cataloguer de trop nombreuses espèces affines et alors les catégories ainsi établies seront toujours peu nettes et sujettes à variations suivant l'opinion de chacun. La nomenclature étant binaire, on pourrait même dire que le sous-genre n'a pas de raison d'être.

La confusion vient aussi des principes dont G. et G. sont partis : examinons-les rapidement :

1. — Le premier est que des champignons très différents peuvent produire le même syndrome clinique et qu'inversement une même espèce peut causer plusieurs types de lésions. Cette vérité était déjà connue ; on sait depuis longtemps que chaque tissu réagit pour son compte et suivant un type défini. La gomme et le tubercule peuvent être produits par des parasites très divers et même par des corps inertes. L'épiderme desquame, suinte, se soulève en vésicules ou pustules sous les influences les plus variées, etc., etc. Tout cela n'a rien à voir avec une classification botanique ; et même à ce point de vue, des ressemblances très étroites peuvent se produire, par suite du phénomène d'*épharmonie*, si bien mis en lumière par Vesque, et qui se manifeste dans la généralité du règne végétal.

L'épharmonie est l'état de la plante adaptée. Cette adaptation au milieu, conditionnée par les facteurs écologiques, porte surtout sur le système végétatif et beaucoup moins sur l'appareil reproducteur. Ce dernier est plutôt sous la dépendance des facteurs d'hérédité, dont l'influence fait persister des caractères ancestraux, pouvant être en désaccord avec le milieu. Ce sont ces caractères héréditaires

de l'appareil reproducteur qui ont une importance systématique. Les autres peuvent être très trompeurs, en vertu de la *convergence épharmonique* qui fait apparaître des caractères végétatifs identiques chez des végétaux très éloignés les uns des autres. Un des exemples les plus typiques de convergence épharmonique est le facies cactoïde, réalisé à la fois par les cactées et par des euphorbiacées et des asclépiadées.

C'est la convergence épharmonique qui donne à tous les champignons parasites de la peau et des poils une grande similitude de caractères végétatifs. Mais cette analogie, qui se manifeste à l'état parasitaire, ne subsiste pas toujours dans les cultures, c'est-à-dire à l'état saprophytique. C'est ce qui permet de séparer les *Aleurisma*, *Malassezia*, *Trichosporum*, etc., des dermatophytes proprement dits ou champignons des teignes. Chez ces derniers, c'est la convergence épharmonique qui produit les formes végétatives trichophytique, microsporique et favique, types des trois anciens genres fondamentaux, basés sur les caractères du champignon à l'état parasitaire. Néanmoins, les dermatophytes forment un groupe bien homogène, parce qu'en dehors des caractères épharmoniques, ils présentent encore un ensemble de caractères morphologiques et biologiques communs : aleuries, fuseaux, polymorphisme mycélien, pléomorphisme.

2. — Le deuxième principe repose sur une série d'affirmations erronées. G. et G. écrivent que les dermatophytes se pléomorphisent toujours, que ce pléomorphisme est une forme spéciale du polymorphisme et qu'il se manifeste par une dégradation. Il y a là d'abord une erreur de fait que Sabouraud a relevée plus haut. Je n'insisterai donc pas sur ce point, chacun sachant que, grâce au milieu de conservation de Sabouraud, il est possible d'inhiber le pléomorphisme et d'en préserver les collections de cultures de dermatophytes. Mais, à mon sens, G. et G. donnent du terme pléomorphisme une interprétation inexacte. Pour eux, le pléomorphisme est caractérisé par une dégradation constante, plus ou moins lente à apparaître, mais fatale, quelles que soient les conditions. Ce n'est pas toujours vrai, comme nous venons de le voir, mais enfin prenons le cas où le champignon se pléomorphise. Assistons-nous réellement à une dégradation? Et d'abord, qu'entend-on par dégradation? Si c'est une simplification morphologique et biologique, celle-ci ne peut guère être poussée plus loin que pendant la vie parasitaire du champignon dans le poil ou dans l'épiderme. Pourtant il ne s'agit pas là de pléomorphisme, bien que les organes reproducteurs n'apparaissent jamais et que le champignon soit réduit à des filaments et à des globules ou spores mycéliennes. Le pléomorphisme est-il une « forme spéciale du polymorphisme », comme le veulent G. et G. ?

Le dire, c'est méconnaître son caractère essentiel, car, au sens où Sabouraud applique ce terme à l'évolution des dermatophytes, il s'agit d'une véritable mutation, c'est-à-dire de l'apparition de caractères nouveaux et, fait unique, d'une mutation stable. En effet, d'après les expériences de Sabouraud, une culture pléomorphisée ne revient jamais à la forme primitive, ni par ensemencement sur milieux appropriés, ni même par inoculation à l'animal et rétroculture. Sabouraud a donc découvert un fait sans analogue et d'une portée considérable.

Mais tout cela n'a rien à voir avec la classification des dermatophytes, puisque celle-ci doit être établie, comme Grigorakis le répète avec insistance, au moyen de cultures-mères non pléomorphisées. Or, Sabouraud a démontré expérimentalement que celles-ci peuvent être indéfiniment reproduites identiques à elles-mêmes. Le deuxième principe de la classification de G. et G. repose donc sur une erreur de fait et se trouve de plus inutile.

3. — Un troisième principe est formulé moins nettement, mais ressort de la critique faite par G. et G. des autres classifications. Ces auteurs refusent toute valeur systématique aux formations mycéliennes : organes pectinés, organes nodulaires, tortillons spiralés, vrilles, etc. Ils estiment, d'autre part, que les divers corps propagateurs qu'on observe chez les dermatophytes « résultent les uns des autres », affirmation à l'appui de laquelle aucune preuve n'est apportée.

Evidemment, dans toute classification naturelle, il doit y avoir subordination des caractères : ceux qui sont tirés de l'appareil végétatif ont moins d'importance que ceux de l'appareil reproducteur. Mais il ne s'agit pas ici d'un polymorphisme vague ou désordonné, apparaissant au hasard. Ces formations mycéliennes présentent une grande fixité. Cela est si vrai que Grigorakis lui-même avait basé sur la présence constante de tortillons spiralés son genre *Spiralia* qu'il a depuis abandonné. Non seulement les organes pectinés sont passés sous silence mais les organes nodulaires ne sont mentionnés que pour être assimilés à de grosses chlamydospores ou à des fuseaux, ce qui laisserait croire que Grigorakis ne les a jamais vus.

Ce troisième principe repose donc sur une erreur d'appréciation des caractères morphologiques des dermatophytes.

4. — Un vice fondamental, à notre avis, pour une classification naturelle est la séparation profonde que G. et G. veulent établir, à la suite de Vuillemin, entre les dermatophytes à cultures glabres et les autres, à cultures poussiéreuses ou duveteuses. De ce que les fuseaux soient absents et de ce que les aleuries soient rudimentaires, il n'en résulte pas forcément que ces champignons soient très

éloignés de ceux qui possèdent en abondance des aleuries et des fuseaux. Si nous ne voyons pas apparaître ces organes, c'est peut-être, comme le dit excellemment Sabouraud, parce que nous ne savons pas préparer le milieu favorable. L'ensemble des autres caractères morphologiqùes et biologiques ne nous paraît pas permettre cette séparation. Quelles que soient ses affinités, le groupe des dermatophytes forme un tout bien homogène qu'il ne faut pas dissocier.

Quelques espèces importantes ne figurent pas dans la classification de G. et G. Où placer, par exemple, le *Trichophyton pedis* Ota, 1922, si fréquent en Mandchourie et le *T. soudanense* Joyeux, 1912, si répandu en Afrique occidentale ; l'*Achorion violaceum* Bloch, 1911, qui donne des godets à l'état parasitaire, des thyrses et des fuseaux dans les cultures ; le *Microsporum equinum* Bodin, 1896 ; le *Trichophyton currii* Chalmers et Marshall, 1914, qui forme de véritables périthèces, etc., etc. ? Ces regrettables lacunes laissent le lecteur dans l'incertitude.

Enfin G. et G. ont négligé d'indiquer les auteurs et de donner la synonymie de leurs genres et sous-genres, violant ainsi les articles 40 et 41 du Code de nomenclature, ce qui fait encore tomber leurs dénominations sous le coup du § 5 de l'article 51.

C'est une tâche bien ingrate que d'établir des catégories. Dans la nature il n'y a que des individus et des faits, enchaînés les uns aux autres. On pèche donc toujours par quelque endroit lorsqu'on veut les séparer et les classer. Les travaux de Sabouraud, d'abord, puis ceux de Bodin et de quelques autres, nous ont fait connaître les faits en telle quantité et avec une telle perfection de détails que rien de réellement nouveau n'a été décrit dans la suite. On a donné des noms à des détails morphologiques ou précisé leur importance, mais les aleuries, par exemple, sont déjà parfaitement caractérisées par Sabouraud. Un grand nombre d'individus ont été étudiés et la plupart des espèces basées sur ces descriptions semblent solidement établies et faciles à identifier. Les compressions proposées par G. et G. ne résistent pas à la critique, comme il ressort de l'argumentation de Sabouraud. On ne discute donc plus que sur les genres, c'est-à-dire sur la manière de répartir les espèces en catégories.

A ce sujet, un point me paraît avoir été méconnu par tout le monde. C'est la différence qui existe entre une clef de détermination et une classification naturelle. Prenez une Flore. Vous êtes conduit au nom spécifique par des tableaux synoptiques ou des clefs dichotomiques qui vous dirigent en vous faisant constater la présence ou l'absence de tels ou tels caractères morphologiques habilement choisis. Vous arrivez facilement ainsi à déterminer une plante, mais en marchant en aveugle et c'est tout au plus si vous êtes informé de

la famille et du genre. Avec de l'attention et quelque habitude, vous arrivez sûrement au but. Mais essayez d'en faire autant avec une classification naturelle, où les classes, les ordres et les familles vous sont présentés dans leur enchaînement rationnel et où les caractères utilisés sont souvent, bien que fondamentaux, d'appréciation difficile. Si vous n'êtes pas rompu à la connaissance des plantes, vous n'arriverez pas à une détermination correcte, parce que vous vous heurterez tout d'abord à d'insurmontables difficultés morphologiques : vous n'aurez pas la graine pour compter les cotylédons ou il vous manquera le microscope pour voir s'il y a ou non des vaisseaux.

La même chose arrive pour les dermatophytes. Les trois anciens genres fondamentaux sont uniquement basés sur les caractères morphologiques du champignon à l'état parasitaire. Ils ne tiennent pas compte des caractères macroscopiques et microscopiques que présentent les mêmes champignons à l'état saprophytique, dans les cultures pures artificielles. Mais ces trois groupements sont excellents pour le triage et la détermination pratique des dermatophytes. Ils ne nous apprennent rien sur leurs affinités, mais ils nous renseignent immédiatement sur la nature de la lésion et sur le traitement approprié. Maintenant que les espèces sont bien connues, ils nous permettent même d'arriver à la détermination approchée de l'espèce, détermination qui sera confirmée par la culture. Mais il ne faut pas donner à ces genres plus de valeur que ne leur en ont attribué leurs créateurs : Gruby, Remak, Malmsten. Ce ne sont pas de véritables unités systématiques et c'est pourquoi ils n'ont pas été admis par les botanistes (Saccardo, Lindau, etc.). C'est aussi pourquoi G. et G., en voulant leur attribuer une valeur systématique, ont abouti à une si déplorable confusion.

La tentative au cours de laquelle j'ai collaboré avec Ota avait pour but de proposer une classification naturelle et de véritables unités systématiques, le tout basé sur les caractères macroscopiques et microscopiques des cultures, sans tenir compte des caractères épharmoniques parasitaires. C'est pourquoi nous n'avons pas cru pouvoir conserver les genres *Microsporum* et *Achorion*, excellents pour la détermination des parasites, mais ne correspondant pas suffisamment à la morphologie microscopique des cultures. Nous avons gardé le genre *Trichophyton*, parce qu'il permettait la constitution d'un groupe homogène. G. et G. ont voulu mieux faire. Ils ont cru pouvoir fusionner la clef de détermination, donnée par les anciens genres, avec une classification naturelle, en partie calquée sur la nôtre. Notre impression, qui est aussi celle de notre éminent Maître R. Sabouraud, est qu'ils ont échoué.

NOTES ET INFORMATIONS

Cysticerque de *Cladotaenia cylindracea* (Bloch) chez le campagnol commun : *Microtus arvalis* Pallas. — Ce parasite a été trouvé, il y a quelques semaines, chez un campagnol capturé en Normandie, dans un jardin de Villers-sur-Mer (Calvados). Un rongeur sur quatre hébergeait deux cysticerques dans le foie. La détermination de cette larve est basée sur l'étude qu'en donne S. Markowsky, dans le présent numéro de ces *Annales* (p. 431). Nos échantillons correspondent tout à fait à la description de cet auteur ; l'invagination du scolex est cependant un peu plus prononcée. Le rostre mesure 120 μ de diamètre ; les ventouses, 110 μ ; les crochets, 21 et 26 μ. Ils ont la forme dessinée par S. Markowsky, avec la garde très massive.

La larve de *Cladotænia cylindracea* peut donc évoluer chez divers groupes de *Muridæ* ; cette ubiquité est tout à fait compréhensible, vu la vaste répartition géographique du cestode adulte.

Ch. Joyeux.

Répartition de l'*Hymenolepis nana* en Russie. — Ce parasite, qu'on croyait localisé dans les régions du sud, existe aussi dans le nord du pays, à Léningrad, Omsk, en Sibérie. Dans les mines du bassin du Donetz, l'indice d'infestation atteint 4 à 20 p. 100 chez les enfants, 3 p. 100 chez les adultes. Nous attribuons à ce ver un rôle pathogène important, consistant en troubles gastro-intestinaux, avec accidents nerveux.

Nous recommandons, comme traitement, l'extrait éthéré de fougère mâle ainsi que le thymol. Il est assez souvent nécessaire de répéter plusieurs fois la cure. La quantité de parasites expulsés a varié de vingt à cinq mille ; la gravité des accidents observés est proportionnée au nombre d'*Hymenolepis nana* hébergés par les malades.

P.-I. Serbinow et E.-S. Schulman.

Le chat domestique comme réservoir de *Trichinella spiralis*. — C'est un fait bien connu qu'on peut faire évoluer expérimentalement les trichines chez le chat domestique ainsi que chez la plupart des mammifères. Néanmoins, les auteurs négligent presque tous le rôle que cet animal peut jouer dans la conservation et la dissémination naturelle de la trichi-

nose. Neveu-Lemaire dans son précieux *Essai de mammalogie médicale* ne fait aucune allusion au chat comme hôte de *Trichinella spiralis*. Brumpt dit : « à l'état spontané, on a rencontré ce ver chez l'Homme, le Porc, le Sanglier, le Rat ». M. C. Hall (1923) écrit : « We do not recall any record of the natural occurrence of the worms in the dog or cat in the United States. » Cette omission m'a paru d'autant plus étonnante que, dans mes expériences personnelles, je suis arrivé à considérer le chat comme la source la plus utile du matériel pour l'étude de ce ver. En effet, j'ai l'habitude d'examiner au microscope les diaphragmes des chats employés dans le laboratoire pour les études anatomiques, etc. Sans chiffres précis, j'avais eu l'impression qu'on peut trouver plus facilement les larves des trichines dans les chats vagabonds que dans les porcs ou même dans un échantillonnage au hasard de rats sauvages. Cette impression a été confirmée par un examen récent de vingt-cinq chats de la ville de St-Paul, Minnesota. Trois de ceux-ci, soit douze pour cent, présentaient des kystes de trichines dans les muscles du diaphragme. D'autres fois, j'ai trouvé un chat sur cinq infesté, soit vingt pour cent. Par suite de leur ubiquité et de leurs aliments les chats paraissent aussi sensibles que les rats à l'infection par les trichines. De plus, leurs cadavres sont mangés par les porcs et par les rongeurs. Il est donc certain qu'ils jouent un rôle considérable dans la conservation de cet important parasite.

W.-A. Riley.

Hideyo Noguchi. — La mort soudaine d'Hideyo Noguchi, survenue à Accra (Côte de l'or) le 21 mai 1928, a été douloureusement ressentie par le monde médical et scientifique. La personnalité si marquée de Noguchi, le renom que lui avaient acquis ses découvertes et notamment ses travaux sur la fièvre jaune, le fait d'avoir succombé précisément au cours d'expériences sur le virus amaril et en plein foyer d'épidémie, rendent encore plus impressionnante sa disparition prématurée, car il n'avait que 52 ans.

Né au Japon, à Wakamotou, le 24 novembre 1876, il fait ses études médicales à Tokyo et les termine en 1898. Peu après, il débute à l'Institut de Kitasato, mais il n'y reste guère et part bientôt aux Etats-Unis. Il y travaille d'abord avec Flexner, à l'Université de Pensylvanie, puis avec Madsen. Enfin il trouve sa voie, entre à l'Institut Rockefeller et y commence son étonnante carrière d'expérimentateur.

Attiré par l'étude des organismes spiralés, il arrive le premier à les isoler et à les cultiver en milieux artificiels. Il réussit d'abord avec le *Treponema pallidum*, puis démontre sa présence dans le cerveau des paralytiques généraux et dans la moelle épinière des tabétiques, réussit à l'en isoler et à l'inoculer, révélant ainsi l'étiologie de ces affections. Bien que spécialisé dans le maniement des spirochètes, il s'intéressa

aussi aux flagellés et s'attaqua à des virus d'étude encore plus difficile, tels que les *Rickettsia*, les *Bartonella* et enfin le trachome. Ses travaux sur la verruga, en particulier, ont démontré expérimentalement l'identité de cette affection et de la maladie de Carrion.

Mais sa découverte la plus retentissante fut celle d'un organisme spiralé, le *Leptospira icteroides*, qu'il isola à Guayaquil, en 1918, du sang de malades considérés comme atteints de fièvre jaune. Toutes les recherches faites par lui en Amérique semblèrent confirmer ce résultat, de sorte que la nature spirochétienne du virus amaril était devenue notion classique. Pourtant, sur la côte occidentale d'Afrique, lors de la récente épidémie de fièvre jaune, on n'arriva pas à retrouver le *Leptospira* dans le sang des malades et on découvrit l'extrême sensibilité de certains macaques au virus amaril. Noguchi partit en novembre 1927 pour Accra, afin d'étudier sur place le virus africain. C'est là qu'il est tombé, victime de ces dangereuses expériences, sacrifiant sa vie pour la recherche de la vérité scientifique et donnant ainsi un grand exemple.

Ce ne fut d'ailleurs pas la seule victime. Stokes était mort avant lui dans les mêmes conditions et W.-H. Young, directeur du laboratoire d'Accra, ne tarda pas à suivre Noguchi, infecté, paraît-il, en pratiquant son autopsie.

M. Langeron.

RÉPERTOIRE
DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX (1)

Hyphomycète

Torula jeanselmei Langeron. *Thallosporaceæ*. Pied. Homme. Martinique. *Bull. Soc. française de dermat. et syphil.*, n° 5, mai 1928. *Ann. de parasitologie*, VI, 1928, p. 402.

M. Langeron.

Sporozoaires

Eimeria mephitidis J. Andrews. *Eimeridæ*. Intestin. *Mephitis* (skunk de l'Amérique du Nord). Amérique du Nord. *Journ. of paras.*, XIV, 1928, p. 193.

Eimeria cynomysi J. Andrews. *Eimeridæ*. Intestin. *Cynomys* (Chien de prairie de l'Amérique du Nord). Amérique du Nord. *Journ. of paras.*, XIV, 1928, p. 194.

Eimeria schaudinniana Pinto. *Eimeridæ*. Nom. nov. pro *E. schubergi* (Schaudinn, 1900) nec *E. (Pfeifferella) schubergi* (Labbé, 1896). Intestin. *Lithobius forficatus*. *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1564.

Eimeria labbeana Pinto. *Eimeridæ*. Nom. nov. pro *Coccidium pfeifferi* Labbé, 1896; *Eimeria pfeifferi* plur. auct. Intestin, Pigeon domestique. *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1565.

Eimeria stankovitchi Pinto. *Eimeridæ*. Nom. nov. pro *Goussia legeri* Stankovitch nec *E. legeri* (Simond, 1901). Intestin, *Alburnus lucidus*. *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1565.

Haemogregarina metachiri Regendanz et Kikuth. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Metachirus quica*. Petropolis (Brésil). *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1567.

Nuttalia brasiliensis Regendanz et Kirkuth. *Piroplasmidæ*. Sang. *Metachirus quica*. Petropolis (Brésil). *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1568.

Henneguya wenyoni Pinto. Myxosporidie. Branchies. *Tetragonopterus* sp. (Lambary). Etat de Sao Paulo (Brésil). *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1580.

Eimeria gekkonis M. Tanabe. *Eimeridæ*, Intestin. *Gekko japonicus* Duméril et Bibron. Japon, Tokyo. *Journ. of Chosen med. assoc.*, n° 87, 20 avril 1928, p. 65.

M. L.

(1) La Direction des *Annales de Parasitologie* prie instamment les auteurs qui décrivent des espèces parasitaires nouvelles de vouloir bien lui adresser leurs travaux, *15, rue de l'Ecole-de-Médecine, à Paris*, afin qu'il en soit tenu compte dans le plus court délai. A défaut de tirés à part, on peut envoyer une liste des espèces nouvellement décrites, avec indications bibliographiques.

Myxobolus koi N. Nakai. Myxosporidie. Epithelium branchial. *Cyprinus carpio*. L. Japon. *Suisan Kôsyûzyo Siken Hôkoku*, XXII, 1926, p. 11.

R. Ph. Dollfus.

Infusoires

Ballodora marceli Remy. Vorticellide. Pléopodes. *Trichoniscus* (*Spiloniscus*) *provisorius* Racovitza (Isopode). Est de la France. *Ann. de paras.*, VI, 1928, p. 419.

Haptophrya michiganensis Woodhead. *Opalinidæ*. Intestin. *Hemidactylium scutatum*, *Ambystoma jeffersonianum* (Amphibiens). Michigan (U. S. A.). *Journ. of paras.*, XIV, 1928, p. 177.

Trichodina fariai Da Cunha et Pinto. *Peritrichida*. Intestin. *Sphæroides testudineus* (Poisson). Baie de Rio de Janeiro. *C. R. Soc. biol.*, XCVIII, 1928, p. 1570.

M. Langeron.

Lada tanishi Yoshinobu Miyashita. *Ladidæ*. Intestin. *Viviparus japonicus* Martens (Gastéropode). Japon. *Japan. Journ. of zool.*, I, 1925, p. 205.

R. Ph. Dollfus.

Cestodes

Echinobothrium benedeni Ruzkowski. *Echinobothriidæ*. Larve chez *Hippolyte varians* (Crustacés décapodes). Adulte (jeune) chez *Raja asterias* et *Raja punctata*. Roscoff (Bretagne). *Bull. Acad. polonaise Sc. et Lett.*, Série B, 1927, p. 719.

Archigetes cryptobothrius Wisniewski. *Caryophyllæidæ*. *Limnodrilus hoffmeisteri* (Oligochètes). Cavité générale. Environs de Varsovie. *Zool. Anzeig.*, LXXVII, 1928, p. 113.

Aelurotaenia Cameron. *Hymenolepididæ*, *Dipylidiinæ*. Espèce type : *A. planicipitis* Cameron. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 90.

Aelurotaenia planicipitis Cameron. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Felis planiceps*, Londres (jardin zoologique). *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 90.

Lytocestoïdes Baylis. *Caryophyllæidæ*. Espèce type : *L. tanganyikæ*. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, Sér. 10, I, 1928, p. 558.

Lytocestoïdes tanganyikae Baylis. *Caryophyllæidæ*. Intestin. *Alestes ?* (Poisson). Kirando (Tanganyika). *Ann. Mag. Nat. Hist.* Sér. 10, I, 1928, p. 558.

Schizotaenia hydrochœri Baylis. *Anoplocephalidæ*. Intestin, *Hydrochœrus capybara*. Paraguay. *Ann. Mag. Nat. Hist.* Sér. 10, I, 1928, p. 601. (1)

Ch. Joyeux.

(1) Le genre *Schizotænia* doit être remplacé par *Monœcocestus* (Voir ces *Annales*, VI, p. 272).

Trématodes

Haematotrephus fodiens Linton. *Cyclocœlidæ*. Intestin et pancréas (kystes dans ce dernier organe). *Gavia immer* (Colymbiformes) Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 2.

Psilostomum lineatum Linton. *Psilostomidæ*. Intestin. *Larus argentatus* (Lariformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 4.

Psilostomum plicitum Linton. *Psilostomidæ*. Intestin. *Larus argentatus* (Lariformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 5.

Psilostomum varium Linton. *Psilostomidæ*. Intestin. *Gavia immer* (Colymbiformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 5.

Petasiger nitidus Linton. *Echinostomidæ*. Intestin. *Colymbus auritus* (Colymbiformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat, Mus.*, LXXIII, 1928, p. 6.

Himasthla incisa Linton. *Echinostomidæ*. Intestin. *Oedemia deglandi* (Ansériformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 11.

Aporchis rugosus Linton. *Echinostomidæ*. Intestin. *Sterna paradisea* (Lariformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 17.

Ascocotyle plana Linton. *Heterophyidæ*. Intestin. *Butorides virescens* (Ciconiiformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 20.

Minutorchis Linton. *Distomata* (famille ?). Espèce type : *M. sanguineus*. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 24.

Minutorchis sanguineus Linton. *Distomata* (famille ?). Intestin. *Larus atricilla* (Lariformes). Woods Hole (Mass.). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII, 1928, p. 24.

Glaphyrostomum sanguinolentum Werby. *Harmostominæ*. Intestin. *Oporornis tolmiei* (Passeriformes). Washington. *Journ. of parasitology*, XIV, 1928, p. 183.

Controrchis Price. *Dicrocœliidæ (Dicrocœliinæ)*. Espèce type : *D. biliophitus*. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII (4), 1928, p. 5.

Controrchis biliophilus Price. *Dicrocœliidæ (Dicrocœliinæ)*. Vésicule biliaire. *Ateles geoffroyi* (Primates). Washington (jardin zoologique). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXIII (4), 1928, p. 5.

Cercaria longifurca Cort et Brooks. *Holostomidæ*. *Lymnæa emarginata angulata, L. humilis modicella*. Lac Douglas (Michigan). *Trans. Americ. microsc. Soc.*, XLVII, 1928, p. 179.

Cercaria flexicauda Cort et Brooks. *Holostomidæ*. *Lymnæa emarginata angulata, L. stagnalis oppressa, L. stagnalis perampla, L. humilis modicella*. Lac Douglas (Michigan). *Trans. Americ. microsc. Soc.*, XLVII, 1928, p. 183.

Cercaria modicella Cort et Brooks. *Holostomidæ*. *Lymnæa humilis modicella*. Lac Douglas (Michigan). *Trans. Americ. microsc. Soc.*, XLVII, 1928, p. 187.

Cercaria laruei Cort et Brooks. *Holostomidæ*. *Lymnæa emarginata angulata, L. humilis modicella*. Lac Douglas (Michigan). *Trans. Americ. microsc. Soc.*, XLVII, 1928, p. 186.

Cercaria bessiae Cort et Brooks. *Holostomidæ. Planorbis trivolvis.* Lac Douglas (Michigan). *Trans. Americ. microsc. Soc.*, XLVII, 1928, p. 204.

Cercaria physae Cort et Brooks. *Holostomidæ. Physa parkeri. P. magnalacustris, P. gyrina.* Lac Douglas (Michigan). *Trans. Americ. microsc. Soc.*, XLVII, 1928, p. 207.

Harmostomum dujardini Baer. *Harmostomidæ.* Intestin. *Sorex araneus tetragonurus.* Valais (Suisse). *Rev. suisse Zool.*, 1928, XXXV, p. 31.

Platynosomum planicipitis Cameron. *Dicrocœliidæ*, Intestin grêle. *Felis planiceps.* Londres (jardin zoologique). *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 87.

Ch. Joyeux.

Nématodes

Enterobius nycticebi Baylis. *Oxyuridæ.* Cæcum. *Nycticebus borneanus.* Sarawak. *Ann. and mag. nat. hist.*, Ser. 10, I, 1928, p. 606.

Rictularia mjöbergi Baylis. *Spiruridæ.* Intestin. *Arctictis binturong.* Sarawak. *Ann. and mag. nat. hist.*, Ser. 10, I, 1928, p. 608.

Rhabdochona paski Baylis. *Spiruridæ.* Appendices pyloriques et intestin. *Alestes macrophthalmus* ? Tanganyika. *Ann. and. mag. nat. hist.*, Ser. 10, I, 1928, p. 552.

Camallanus kirandensis Baylis. *Camallanidæ.* Intestin ? *Barbus* sp. Tanganyika. *Ann. and. mag. nat. hist.*, Ser. 10, I, 1928, p. 554.

Bradypostrongylus Price. *Trichostrongylidæ.* Espèce type : *B. panamensis. Proc.U. S. national Museum*, LXXIII, 1928, p. 1.

Bradypostrongylus panamensis Price. *Trichostrongylidæ.* Intestin grêle. *Bradypus* sp. Amérique centrale. *Proc. U. S. national Museum*, LXXIII, 1928, p. 2.

Graphidium brawni Price. *Trichostrongylidæ.* Intestin grêle. *Bradypus* sp. Amérique centrale. *Proc. U. S. national Museum*, LXXIII, 1928, p. 3.

M. Neveu-Lemaire.

Procamallanus parasiluri Tsunenobu Fujita. *Camallanidæ.* Intestin. *Parasilurus asotus* (L.). *Siluridæ.* Lac Biwa, Japon. *Japan Journ. of zool.*, I, 1927, p. 170.

Camallanus cotti Ts. Fujita. *Camallanidæ.* Intestin. *Parasilurus asotus* (L.). *Siluridæ ; Zacco platypus* (Temm. et Schl.), *Cyprinidæ ; Opsariichthys uncirostris* (Temm. et Schl.), *Cyprinidæ*, lac Biwa, Japon ; *Cottus pollux* Günther, *Cottidæ*, lac Tazawa, Japon. *Japan Journ. of zool.*, I, 1927, p. 170.

Rhabdochona salvelini Ts. Fujita. *Thelaziidæ.* Cavité viscérale. *Salvelinus pluvius* Hilgend, *Salmonidæ.* Lac Biwa, Japon. *Japan Journ. of zool.*, I, 1927, p. 171.

Cucullanus gigi Ts. Fujita. *Cucullanidæ.* Intestin. *Fluvidraco nudiceps* (Sauvage), *Siluridæ.* Lac Biwa, Japon. *Japan Journ. of zool.*, I, 1927, p. 173.

Spinitectus gigi Ts. Fujita. *Rictulariidæ.* Intestin. *Fluvidraco nudiceps* (Sauvage), *Siluridæ.* Lac Biwa, Japon. *Japan Journ. of zool.*, I, 1927, p. 174.

R.-Ph. Dollfus.

Spirocercella J. W. Thwaite. *Spiruridæ*. Espèce type : *S. braziliensis*. *Ann. of trop. med. and paras.*, XXII, 1928, p. 33.

Spirocercella braziliensis J. W. Thwaite. *Spiruridæ*. Intestin. Edenté sp. (Brazilian sloth). Manaos, Brésil. *Ann. of trop. med. and paras.*, XXII, 1928, p. 33.

Parastrongyloides D. O. Morgan. *Rhabditidæ*. Espèce type : *P. winchesi*. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 79.

Parastrongyloides winchesi D. O. Morgan *Rhabditidæ*. Intestin. *Talpa europæa, Sorex vulgaris*. Angleterre. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 79.

Nematostrongylus T. W. M. Cameron. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *N. planicipitis*. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 95.

Nematostrongylus planicipitis T. W. M. Cameron. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Felis planiceps*. Malaisie. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 95.

Oswaldocruzia molgeta E. A. Lewis. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Molge vulgaris, M. palmata*. Angleterre. *Journ. of helminthology*, VI, 1928, p. 113.

M. Langeron.

Hirudinées

Stratiodrilus platensis E. H. Cordero. *Histriobdellidæ*. Tégument. *Æglea lævis* (Latr.). Uruguay, Arroyo Solis chico, départ. de Canelones et Arroyo Miguelete à Montevideo. *Physis, Rev. Soc. argentina ciencias nat.*, VIII, 1927, p. 574.

M. L.

Acariens

Trombicula yorkei Sambon. *Trombididæ*. *Hyla rubra*. Matto Grosso, Brésil. *Ann. of trop. med. and parasit.*, XXII, 1928, p. 119.

Ixodes redikorzevi Olenef. *Ixodidæ*. Crimée. *C. R. Acad. sc. U. R. S. S.*, 1927, p. 219.

Dermacentor birulai Olenef. *Ixodidæ*. Thibet. *C. R. Acad. sc. U. R. S. S.*, 1927, p. 219.

Trombicula hirsti Sambon. *Trombididæ*. North-Queensland. Australie. *Ann. Mag. nat. hist.*, XX, juillet 1927, p. 157.

Schöngastia madagascariensis Sambon. *Trombididæ*. *Mantidactylus luteus*. Madagascar. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 120.

Schöngastia pillersi Sambon. *Trombididæ*. *Phrynobatrachus natalensis*. Ashanti, Ouest Africain. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 122.

Hannemania edwardsi Sambon. *Trombididæ*. *Bufo variegatus*. Andes, Rép. Argentine. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 123.

Hannemania hobdayi Sambon. *Trombididæ*. *Pleurodema bufonina*. Rio Negro, Rép. Argentine. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 128.

Hannemania newsteadi Sambon. *Trombididæ*. *Hyla rubra*. Matto Grosso, Brésil. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 127.

Hannemania stephensi Sambon. *Trombididæ Eleutherodactylus gollmeri*. Matto Grosso, Brésil. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 127.

Hannemania eltoni Sambon. *Trombididæ. Rana sphenocephala*, Texas, U. S. A. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 129.

Hannemania dunni Sambon. *Trombididæ. Desmognathus fuscus fuscus.* Etats de l'Est, U. S. A. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 129.

Hannemania pattoni Sambon. *Trombididæ. Barborocœtes tæniatus.* Temuco, Chili. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 130.

Ophioptes parkeri Sambon. *Cheyletidæ. Erythrolamprus æsculapii.* Buenavista, Bolivie. *Ann. of trop. Med. and Parasit.*, XXII, 1928, p. 137.

H. Galliard.

Hémiptères

Ornithocoris toledoi Pinto. *Cimicidæ. Gallus domesticus.* Etat de Sao Paulo, Brésil. *Rev. de Biol. e Hyg.*, I, 1927, p. 17.

Cimex limai Pinto. *Cimicidæ.* Chéiroptère. Tapera, Etat de Pernambouc, Brésil. *Boletim. biol.*, 15 déc. 1927, p. 188.

H. G.

Aphaniptères

Xenopsylla piriei Ingram. *Talera lobengulæ, Mystomys broomi, Parotomys luteolus, Desmodillus auricularis.* Transvaal et prov. du Cap. *Bull. of entom. res.*, XVIII, 1928, p. 371.

Xenopsylla hirsuta Ingram. *Talera afer.* Prov. du Cap. *Bull. of entom. res.*, XVIII, 1928, p. 372.

Xenopsylla sulcata Ingram. *Talera afer.* Prov. du Cap. *Bull. of entom. res.*, XVIII, 1928, p. 374.

H. G.

Ctenophthalmus agyrtes sardiniensis I. Ioff. *Pulicidæ Ctenophthalminæ.* Mâle sur *Mus musculus.* Sardaigne. *Annuaire Mus. zool. Acad. sc. U. R. S. S.*, XXVIII, 1928, p. 428.

R.-Ph. Dollfus.

Ceratophyllus baikalensis Ioff. *Evotomys rufocanus.* Transbaïkalie. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 414.

Frontopsylla wagneri Ioff. *Alactaga mongolica, Microtus mongolicus, Citellus dahuricus, Microtus raddei.* Transbaïkalie. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 420.

Ophtalmopsylla kukuschkini Ioff. *Citellus dahuricus.* Transbaïkalie. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 423.

Amphipsylla vinogradovi Ioff. *Cricetulus furunculus, Microtus raddei.* Tschita, Transbaïkalie. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 425.

Amphipsylla asiatica Ioff. Turkestan. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 427.

Ctenophtalmus dahuricus Ioff. *Eutamias asiaticus, Mus sylvaticus major.* Transbaïkalie. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 431.

Neopsylla pleskei Ioff. *Microtus slovzovi.* Gouv. du Ienissei. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 434.

Leptopsylla pavlovskii Ioff. *Cricetulus songari.* Gouv. du Ienissei. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 436.

Doratopsylla birulai Ioff. *Rattus norvegicus.* Transbaïkalie. *Ann. du Mus. zool. de l'Acad. des Sc. de l'U. R. S. S.*, 4 mai 1927, p. 438.

H. Galliard.

Diptères

Culex (Lasiosiphon) kirkpatricki A. Stackelberg. *Culicidæ.* Nom. nov. pro *C. pluvialis* Kirkpatrick, 1924. (*Bull. Soc. roy. entom. Egypte*, 1924, p. 379) nom. præoccup. Barraud, 1924 (*Indian Journ. med. res.*, XI, 1924, p. 1281). *Tableaux anal. faune U. R. S. S. publ. par Mus. zool. Acad. sc. Leningrad*, I, *Culicides de l'U. R. S. S.*, 1927, p. 148.

R.-Ph. Dollfus.

Anopheles relictus Schingarew. *Culicidæ.* Ousbekistan, U. R. S. S. *Russ. Journ. of Trop. Med.*, VI, 1928, p. 47.

Anopheles alexandrae schingarewi Schingarew. *Culicidæ.* Prov. de Wladimir, U. R. S. S. *Russ. Journ. of Trop. med.*, VI, 1928, p. 48.

Anopheles intermedius Schingarew. *Culicidæ.* U. R. S. S. *Russ. Journ. of Trop. med.*, VI, 1928, p. 49.

Anopheles popovi Schingarew. *Culicidæ.* Turkestan. *Russ. Journ. of Trop. med.*, VI, 1928, p. 50.

Theobaldia silvestris Schingarew. *Culicidæ.* Prov. de Moscou. *Russ. Journ. of Trop. med.*, VI, 1928, p. 51.

Culex pavlovskyi Schingarew. *Culicidæ.* Narim, Sibérie. *Russ. Journ. of Trop. med.*, VI, 1928, p. 52.

Aedes (Ochlerotatus) schtakelbergi Schingarew. *Culicidæ.* Prov. de Wladimir, U. R. S. S. *Russ. Journ. of Trop. med.*, VI, 1928, p. 52.

Aedes refiki Medschid. *Culicidæ.* Angora, Asie Mineure. *Arch. fur Sch. und Trop. Hyg.*, XXXII, 1928, p. 243.

Anopheles (Chagasia) bathanus Dyar. *Culicidæ.* Gathun, Canal de Panama. *Amer. Journ. of Trop. med.*, VIII, 1928, p. 310.

Ceratopogon shimai Sasaki. *Chironomidæ.* Poule. *Proc. Imp. Acad. Tokyo*, III, 1927, p. 687.

H. Galliard.

Hyménoptères

Microbracon hancocki Wilkinson. *Braconidæ. Platyedra creboxoda.* Kampala, Uganda. *Bull. of entom. res.*, XVIII, 1928, p. 391.

Chelonella ritchiei Wilkinson. *Braconidæ. Platyedra creboxoda.* Kampala, Uganda. *Bull. of entom. res.*, XVIII, 1928, p. 392.

H. G.

Isopodes

Cymothoa vicina H. H. Hale. *Cymothoidæ*. Surface du corps. Mugilidé. Tweed River, Nouvelles Galles du Sud. *Trans. Roy. Soc. South Australia*, I, 1926, p. 214.

Livoneca turgidula H. H. Hale. *Cymothoidæ*. Surface du corps. Poisson non déterminé. Fremantle et Cottesloe, Western Australia. *Trans. Roy. Soc. South Australia*, I, 1926, p. 217.

R.-Ph. Dollfus.

Copépodes

Ergasilus monodi A. Brian. *Ergasilidæ*. Branchies. *Loboles surinamensis* Bloch, *Lobotidæ*. *Synaptura lusitanica* Brit. Cap., *Synaptura* sp., *Soleidæ*. Souelaba, Cameroun. A. Gruvel, *Faune des colonies françaises*, I, 1927, p. 573.

Argulus trachynoti A. Brian. *Argulidæ*. Opercule. *Trachynotus falcatus* L., *Carangidæ*. Souelaba, Cameroun. A. Gruvel, *Faune des colonies françaises*, I, 1927, p. 579.

Argulus otolithi A. Brian. *Argulidæ*. Surface du corps. *Pseudolithus typus* Bleeker, *Sciænidæ*. Kribi, Cameroun. A. Gruvel, *Faune des colonies françaises*, I, 1927, p. 579.

Paralichomolgus orbicularis Th. Monod. Femelle. *Lichomolgidæ*. Branchies. *Platydoris cruenta* (Quoy et Gaimard), Nudibranches. Nouvelle-Calédonie. *Bull. Inst. océan. Monaco*, nº 509, 1928, p. 2.

Briarella risbeci Th. Monod. Femelle. *Chondracanthidæ*. Péricarde, ventricule, cavité rénale, canaux du foie. *Platydoris cruenta* (Quoy et Gaimard), *Hexabranchus marginatus* (Quoy et Gaimard), Nudibranches. Nouvelle-Calédonie. *Bull. Inst. océan. Monaco*, nº 509, 1928, p. 9.

Pennella incerta A. Brian. *Lernæidæ*. Mâle libre dans le plancton marin, femelle parasite inconnue. Quarto dei Mille, Italie. *Atti. Soc. ital. sc. nat.*, LXVI, 1927, p. 274.

Lernaenicus cerberus H. Leigh-Sharpe. Femelle. *Lernæidæ*. Muscle de l'orbite. *Atherina* (*Hepsetia*) *pinguis* Lacép., *Atherinidæ*. Port Taufig, Mer Rouge. *Trans. zool. Soc. London*, XXII, 1927, p. 179.

R.-Ph. D.

Rectification de Nomenclature

Lauro Travassos (1927, p. 21) (*Boletim biologico*, fasc. 5, 1927) a proposé un genre *Steineria* pour *Aplectana kraussei* G. Steiner, 1923, nématode parasite de la famille des *Oxyuridæ*, mais il existe déjà un genre *Steineria* Filipjev (1922, p. 121) (*Acta Instit. agronomici Stauropolitani*, I, 1922), créé pour un nématode libre de la famille des *Chromadoridæ*. Nous proposons *Steineriella* pour remplacer *Steineria* Travassos, 1927 (nec Filipjev, 1922).

R.-Ph. Dollfus.

TABLE DES MATIÈRES PAR NOMS D'AUTEURS

Mémoires originaux..... 1, 145, 273, 385

Baer (J.-G.) et Joyeux (Ch.). — Sur quelques cestodes sur la région d'Entebbé 179
Brumpt (E.). — Un nouveau trypanosome : *Trypanosoma neveu-lemairei* n. sp. de la grenouille verte (*Rana esculenta*) 18
Brumpt (E.). — Hémogrégarine (*Hæmogregarina lahillei* n. sp.) d'une couleuvre à collier (*Tropidonotus natrix*) de Corse..... 23
Brumpt (E.). — Une nouvelle hémogrégarine : *Hæmogregarina hortai* n. sp. de la grenouille verte (*Rana esculenta*) de Corse..... 145
Brumpt (E.). — Réalisation expérimentale du cycle complet du *Schistosoma hæmatobium* 440
Brun (G.). — Présence d'embryons de *Dracunculus medinensis* dans le pus d'un abcès..... 447
Corcuff (C.). — Recherches sur la spécificité parasitaire des coccidies. 404
Coutelen (F.). — Contribution à l'étude de la filariose des grenouilles. Infection et surinfection expérimentales..... 196
Croste (R.). — Un cas autochtone d'infection humaine par *Fasciola hepatica* 321
Dogiel (V.). — La faune d'infusoires habitant l'estomac du buffle et du dromadaire..... 323
Ejsmont (L.). — *Centrovitus pentadelphi* Bhalerao, 1926, est identique à *Tremiorchis ranarum* Mehra et Pratap Singh Negi, 1926 88
Fiebrig-Gertz (C.). — Un diptère ectoparasite sur un phasmide 284
Galliard (H.) et Robles (R.). — Inoculation de la verruga au singe, *Cynomolgus (Cynomolgus) fascicularis* avec des cultures de *Bartonella bacilliformis* 1
Galliard (H.). — Contribution à l'étude des Culicidés d'Espagne..... 206
Galliard (H.). — Quelques Culicides nouveaux pour la Corse en particulier *Culex impudicus* Ficalbi..... 451
Graf (H.) et Theiler (A.). — Quelques observations récentes sur la nature de *Gonderia mutans*..... 4
Houdemer (E.) et Joyeux (Ch.). — Recherches sur la faune helminthologique de l'Indochine (Cestodes et Trématodes) (*suite et fin*)..... 27
Joyeux (Ch.) et Baer (J.-G.). — Sur quelques cestodes sur la région d'Entebbé..... 179
Joyeux (Ch.) et Houdemer (E.). — Recherches sur la faune helminthologique de l'Indochine (Cestodes et Trématodes) (*suite et fin*).... 27

JOYEUX (Ch.) et KOBOZIEFF (N.-I.). — Recherches sur l'*Hymenolepis microstoma* (Dujardin, 1845)..... 59
KOBOZIEFF (N.-I.) et JOYEUX (Ch.). — Recherches sur l'*Hymenolepis microstoma* (Dujardin, 1845)..... 59
LANGERON (M.). — Les larves anormales de moustiques ou larves à collier et à cerceaux..... 273
LANGERON (M.). — Mycétome à *Torula jeanselmei* Langeron, 1928. Nouveau type de mycétome à grains noirs..... 385
LARROUSSE (F.). — Présence du *Phlebotomus ingrami* Newst. à Entebbé (Uganda)..... 203
LAVIER (G.). — *Entamœba varani* n. sp. amibe parasite de reptile..... 152
LI YUAN PO. — *Entamœba bobaci* n. sp. des tarabagans (*Marmota bobac*)..... 339
MARKOWSKI (S.). — Evolution de *Cladotænia cylindracea* (Bloch)..... 431
MERCIER (L.). — Présence de la mouche du ver chevelu des laines australiennes (*Chrysomyia albiceps* Wied.) sur la côte du Calvados. Une hypothèse de travail en vue de sa destruction..... 200
MOUTIER (F.). — Parasitisme occasionnel d'un diptère *Cratærhina pallida* Latreille sur l'homme..... 105
NESSMANN (V.) et TRENSZ (F.). — Nouveaux cas de bilharziose intestinale à *Schistosoma hæmatobium* observés au Gabon..... 182
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Strongylidés nouveaux du genre *Quilonia* chez l'éléphant d'Afrique..... 186
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Considérations sur les genres *Murshidia* et *Pteridopharynx*..... 193
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Strongylidés nouveaux des genres *Murshidia* et *Memphisia* chez l'éléphant d'Afrique..... 291
PICKARD (R.-J.). — Note sur l'infection à *Councilmania lafleuri*..... 155
RÉMY (P.). — *Ballodora marceli* n. sp., Vorticellide commensal du crustacé isopode terrestre *Trichoniscus (Spiloniscus) provisorius* Racovitza..... 419
SCHULZ (R.-Ed.). — Sur la faune helminthologique de *Gazella subgutturosa* Gueld..... 101
SKRIABINE (K.-I.). — Sur la faune des trématodes des oiseaux de Transbaïkalie..... 80
STEFANSKI (W.). — Quelques précisions sur les caractères spécifiques du strongle géant du chien..... 93
STRELKOW (A.). — Nouvelles espèces du genre *Cycloposthium* habitant l'intestin du cheval..... 164
STUNKARD (H.-W.). — Observations nouvelles sur les Trématodes sanguicoles du genre *Vasotrema (Spirorchidæ)* avec description de deux espèces nouvelles..... 303
THEILER (A.) et GRAF (H.). — Quelques observations récentes sur la nature de *Gonderia mulans*..... 4
TRENSZ (F.) et NESSMANN (V.). — Nouveaux cas de bilharziose intestinale à *Schistosoma hæmatobium* observés au Gabon..... 182

Revues critiques 107, 132, 211, 221, 343, 455, 470
Joyeux (Ch.). — La classification des cestodes d'après quelques travaux récents 132
Langeron (M.). — Les prétendues mycoses de la rate 211
Langeron (M.). — Travaux récents sur les dermatophytes. — II 470
Neveu-Lemaire (M.). — Essai de mammalogie médicale. II. Les mammifères hôtes intermédiaires ou hôtes définitifs des helminthes parasites de l'homme et ceux qui hébergent des parasites qui leur sont communs avec l'espèce humaine (*suite et fin*) 107
Neveu-Lemaire (M.) et Pellegrin (J.). — Essai d'ichthyologie médicale. Les poissons hôtes intermédiaires des helminthes parasites de l'homme 221, 343
Pellegrin (J.) et Neveu-Lemaire (M.). — Essai d'ichthyologie médicale. Les poissons hôtes intermédiaires des helminthes parasites de l'homme 221, 343
Sabouraud (R.). — Sur la nouvelle classification des dermatophytes proposée par M. Grigorakis 455

Notes et informations 137, 245, 368, 477
La Direction. — Jubilé du Docteur Escomel 138
La Direction. — Nominations 138
La Direction. — Amendements aux règles internationales de la nomenclature zoologique 245
La Direction. — Johannes Fibiger 246
Joyeux (C.). — Cysticerque de *Cladotænia cylindracea* (Bloch) chez le campagnol commun : *Microtus arvalis* 477
Hakki (I.). — Statistique parasitologique en Turquie 246
Langeron (M.). — Hideyo Noguchi 478
Neveu-Lemaire (M.). — Faune polynésienne et mélanésienne 138
Riley (W.-A.). — Le chat domestique comme réservoir de *Trichinella spiralis* 477
Rondeau du Noyer (M.). — Détermination des nématodes parasites de l'homme par la striation cuticulaire 137
Rondeau du Noyer (M.). — Parasitisme accidentel de Myriapodes chez l'homme 368
Schulman (E.-S.) et Serbinow (P.-I.). — Répartition de l'*Hymenolepis nana* en Russie 477
Serbinow (P.-I.) et Schulman (E.-S.). — Répartition de l'*Hymenolepis nana* en Russie 477

Répertoire des espèces et des genres nouveaux 139, 248, 369, 480

Rectifications de nomenclature 144, 272, 487

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES

A

Abbottina psegma 239
Abramis brama 347
Acanthorhodeus atranalis 345
A. gracilis 346
Acerina cernua 355
Acheilognathus cyanostigma 344
A. lanceolatus 344
A. limbatus 344
Amendements aux règles internationales de la nomenclature zoologique 245
Anoplodinium denticulatum anacanthum 329
Anthropopithecus troglodytes ... 115
Aspius rapax 348

B

Ballodora marceli 419
Barbus fluviatilis 233
Bartonella bacilliformis 1
Bilharziose intestinale à *Schistosoma hæmatobium* au Gabon. 182
Bimana 116
Biwia zezera 235
Blicca bjorkna 347
Bothridium pithonis 27
Bütschlia nana 324
B. omnivora 325
B. parva 327

C

Carassius auratus 232
Catenotænia dendritica 179
Centrovitus pentadelphi 88
Ceratopogon ixodoides 284
Cercocebus (Cercocebus) fuliginosus 114
Cercopithecidæ 113
Cercopithecus (Cercopithecus) callitrichus 114
C. (C.) pygerythrus 114
C. (Erythrocebus) patas 115
C. (Mona) albigularis 115
C. (Rhinostictus) cephus 115
C. schmiati 115
Cestodes 27, 59, 132
Cestodes d'Entebbé 179
Cheval 164
Chien 93
Chrysomyia albiceps 200
Cladotænia cylindracea 431
Classification des Cestodes 132
Classification des dermatophytes 455, 470
Clinostomidæ 48
Clonorchis sinensis 46
Coccidies 404
Coregonus albula 230
C. lavaretus 230
Corse 23, 145
Couleuvre à collier 23
Councilmania lafleuri 155
Cratærhina pallida 105
Ctenopharyngodon idellus 243
Culex impudicus en Corse 451
Culicidés d'Espagne 206
Culter brevicauda 349
Cycle complet du *Schistosoma hæmatobium* 440
Cycloposthium bipalmatum 166
C. dentiferum 168
C. edentatum 171
C. piscicauda 174
C. scutigerum 176
Cynomolgus (Cynomolgus) fascicularis 1, 114
Cynomolgus (Cynomolgus) sinicus 114
Cyprinidæ 230, 343
Cyprinus carpio 232

D

Dermatophytes 455, 470
Détermination des nématodes par la striation cuticulaire 137
Dicrocœliidæ 48
Dioctophyme renale 93
Diphyllobothridium reptans 44
Diphyllobothriidæ 27
Diplodinium (*Anoplodinium*) *polygonale* 337
D. (*Polyplastron*) *bubali* 332
Dracunculus medinensis 447
Duthiersia fimbriata 179

E

Echinochasmus perfoliatus 46
Echinostomidæ 46, 86
Echinostomum 86
Eleotris potamophila 358
E. swinhonis 359
Embryons de *Dracunculus medinensis* dans le pus d'un abcès 447
Encyclometra caudata 47
Entamœba bobaci 339
E. varani 152
Entebbé 179
Entodinium (*Amphacanthus*) *ovum-rajæ* 328
E. longinucleatum 329
Epidémie de Marico 8
Epidinium ecaudatum 327
E. lobatum 334
Erinaceidæ 111
Erinaceus æthiopicus 112
E. algirus 111
Esocidæ 350
Esox lucius 351
Eurytrema pancreaticum 48

F

Fasciola gigantica 46
F. hepatica 45
Fasciolidæ 45
Fasciolopsis buski 46
Faune polynésienne et mélanésienne 138
Filariose des grenouilles 196

G

Gadidæ 352
Gazella subgutturosa 101
Glyphtelmis linguatula 48
Gobiidæ 358
Gonderia mutans 4
Gorilla gorilla 115
Grenouille verte 18, 145
Gulo luscus 109

H

Hæmogregarina hortai 145
H. lahillei 23
Harmostomidæ 49
Harmostomum (*Postharmostomum*) *commutatum* 49
Hemiculter kneri 350
Herpestes (*Ichneumia*) *albicaudus* 108
H. (*Herpestes*) *ichneumon* 107
Hideyo Noguchi 478
Holostomidæ 86
Homalogaster paloniæ 45
Hylobates (*Hylobates*) *hooloch*.. 115
Hymenolepis microstoma 59
Hymenolepis nana, en Russie .. 477
Hypophthalmichthys nobilis ... 346

I

Ichthyologie médicale 221
Ichthyotænia naiæ 45
Ichthyotæniidæ 45
Idus jeses 241
Indo-Chine 27
Infection humaine par *Fasciola hepatica*, en France 321
Infusoires du buffle et du dromadaire 323
Infusoires du cheval 164
Insectivora 111
Isotricha bubali 330
Ithyoclinostomum heterostomum. 48

J

Johannes Fibiger 246

L

Labeo jordani 233
Larves anormales de moustiques. 273
Larves de moustiques à collier et à cerceaux 273
Lecithodendriidæ 48
Lecithodendrium 48
Lemur catta 112
L. macaco 112
Lemuridæ 112
Lepodermatidæ 80
Lepodermatidæ-Plagiorchidæ ... 46
Leuciscus rutilus 240
Leucogobio coreanus 235
L. guentheri 236
L. mayedæ 237
L. striatus 236
Lota vulgaris 352
Lutra lutra 109

M

Macacus (Innuus) innuus 113
M. (Nemestrinus) nemestrinus .. 113
M. (Macacus) rhesus 114
Macropodus opercularis 356
Mammalogie médicale 107
Marmota bobac 339
Meles taxus 109
Mellivora ratel 109
Memphisia brevicaudata 297
M. soudanensis 296
M. loxodontæ 294
Metorchis xanthosomus 85
Mugil cephalus 360
Mugilidæ 359
Murshidia 193
Murshidia longicaudata 291
Mustela (Mustela) martes 108
Mustelidæ 108
Mycétome à *Torula jeanselmei*.. 385
Mycoses de la rate 211
Myriapodes 368

N

Nasua narica 109
Nématodes. 93, 137, 186, 193, 196, 291
Nematodirus spatiger 101
Notocotylidæ 86
Notocotylus attenuatus 86

O

Oncorhynchus perryi 228
Opisthorchiidæ 46, 85
Osphromenidæ 356
Ostracodinium gracile gracile .. 329
O. gracile monolobum 329
Oxyuridæ 102

P

Papio (Papio) cynocephalus 113
P. (Hamadryas) hamadryas 113
P. (Choiropithecus) porcarius .. 113
Paracheilognathus rhombeus ... 344
Paradistomum mutabile 48
Paradoxurus grayi 108
Paramphistomidæ 45
Paramphistomum explanatum . 45
Parasitisme des Myriapodes chez l'homme 368
Perca fluviatilis 354
Percidæ 354
Philophthalmidæ 46
Philophthalmus gralli 46
Phlebotomus ingrami à Entebbé. 203
Phoca (Erignathus) barbata 111
P. (Pagophoca) groenlandica ... 111
P. (Pusa) hispida 111
P. (Phoca) vitulina 110
Phocidæ 110
Pinnipedia 110
Plagiorchis loossi 83
P. maculosus 82
P. maculosus, var. *anatis* 82
P. potanini 83
Plecoglossus altivelis 228
Primates 112
Procyonidæ 109
Prosimiæ 112
Prosotocus confusus 48
Prosthogonimus brauni 46
P. cuneatus 47
P. (Macrogenotrema) cuneatus .. 85
P. (Ultragenotrema) ovatus 85
P. rudolphii 47
Pseudogobio sinensis 234
P. rivularis 235
Pseudoperilampus typus 345
Pseudorasbora parva 239
P. fowleri 239
Pteridopharynx 193
P. omoensis 300

Putorius (Arctogale) ermineus .. 109
P. (Lutreola) itatsi 108
P. (L.) sibirica 108
P. (Putorius) putorius 108
P. (L.) vison 108

Q

Quilonia khalili 189
Q. loxodontæ 188
Q. magna 186

R

Raillietina (Skriabinia) lavieri .. 179
Rana esculenta 18, 145
Règles de la nomenclature zoologique (amendements) 245
Rhodeus sinensis 343

S

Salmonidæ 224
Salvelinus umbla 227
Sarcocheilichthys morii 238
S. nigripinnis 237
S. sinensis 238
S. variegatus 237
Scardinius erythrophthalmus .. 242
Schistosoma hæmatobium.. 182, 440
S. spindale 53
Schistosomatidæ 53
Scyphocephalus bisulcatus 27
Simia satyrus 115
Simiidæ 115
Skriabinema ovis 102
Sparganum mansoni 27
Spécificité parasitaire des Coccidies 404
Statistique parasitologique en Turquie 246
Strigea strigis 86
S. tarda 86
S. variegata 86
Strongle géant 93
Strongylidés de l'éléphant d'Afrique 186, 291
Styphlodora lachesidis 48

T

Tarabagan 339
Téléostéens 224
Thymallus vulgaris 229
Tinca vulgaris 243
Torula jeanselmei 385
Transbaïkalie 80
Trématodes, 27, 45, 80, 88, 182, 303, 321
Tremiorchis ranarum 88
Trichecidæ 111
Trichechus rosmarus 111
Trichinella spiralis chez le chat 477
Trichoniscus (Spiloniscus) provisorius 419
Trichostrongylidæ 101
Tropidonotus natrix 23
Trutta fario 226
Trypanosoma neveu-lemairei .. 18

U

Ursidæ 110
Ursus (Ursus) arctos 110
Ursus (Thalassarchus) maritimus 110

V

Varanus niloticus 152
Vasotrema amydæ 305
V. attenuatum 309
V. robustum 312
Verruga 1
Vetulus silenus 114
Viverra (Viverra) zibetha 107
Viverridæ 107

X

Xenocypris davidi 240

INDEX DU RÉPERTOIRE DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

Acanthochondria, 265.
Acanthorhabdias, 372.
A. acanthorhabdias, 372.
Achorion formoseum, 249.
Achorolophus oudemansi, 266.
Actia nana, 381.
Actinocephalus blanuli, 140.
Acuaria (*Syncuria*) *iconiæ*, 373.
Aedes (*Ochlerotatus*) *andersoni*, 379.
A. (*Howardina*) *argyrites*, 380.
A. cyrtolabis, 381.
A. (*Stegomyia*) *deboeri*, 379.
A. (*Ædimorphus*) *filicis*, 381.
A. fisheri, 382.
A. (*Ædimorphus*) *flavicollis*, 381.
A. (*Skusea*) *fumidus*, 381.
A. (*Stegomyia*) *lindtropi*, 382.
A. (*Banksinella*) *lineatopennis*, 381.
A. (*Ochlerotatus*) *luteifemur*, 378.
A. (*Finlaya*) *mackerrasi*, 377.
A. nigrocanus, 382.
A. (*Ochlerotatus*) *nivalis*, 378.
A. pacificensis, 270.
A. (*Ochlerotatus*) *purpuriventris*, 378.
A. refiki, 486.
A. (*Ochlerotatus*) *schtakelbergi*, 486.
A. (*Stegomyia*) *schwetzi*, 379.
A. subtrichurus, 270, 382.
A. (*Finlaya*) *wallacei*, 379.
Aedimorphus littoralis, 271.
A. nigrostriatus, 271.
Aelurotænia, 481.
A. planicipitis, 481.
Afromeigenia, 378.
A. pallens, 378.
Afrosturmia, 378.
A. orbitalis, 378.
Alaria arsæmoides, 143.
Alella, 265.
Aleurisma guilliermondi, 139.
Alluaudomyia gloriosa, 377.
Alophora aureiventris, 379.
Amblyomma dammermani, 266.
A. quasicyprium, 266.
A. robinsoni, 266.
Amœbotænia frigida, 258.
Amphipsylla asiatica, 485.
A. vinogradovi, 485.
Amphoroides circi, 140.
Anakempia conjuncta, 377.
A. turfacea, 377.
Anaplasma rossicum, 254.
Anilastus laphygmæ, 384.
Anomotænia facile, 258.
A. fortunata, 258.
A. murudensis, 142.
A. tarnogradskii, 371.
A. trivialis, 258.
Anopheles alexandræ schingarewi, 486.
A. (*Chagasia*) *bathanus*, 486.
A. (*Chagasia*) *bonneæ*, 269.
A. (*Nyssorhynchus*) *davisi*, 268.
A. intermedius, 486.
A. (*Myzomyia*) *italicus*, 382.
A. marteri, 379.
A. popovi, 486.
A. pseudojamesi, 270.
A. (*Myzomyia*) *ramsayi*, 380.
A. relictus, 486.
A. symesi, 381.
Anoplodinium crista-galli, 257.
A. elongatum, 257.
A. posterovesiculatum, 257.
A. psittaceum, 257.
Anootypus, 372.
A. edifontaineus, 372.
A. ricardi, 372.
Antennaria pulmonalis, 369.
Apanteles diparopsidis, 384.
A. thompsoni, 384.
Apatemon, 262.
A. graciliformis, 262.

Aphrastobracon maculipennis, 383.
Aporchis rugosus, 482.
Aprocta noctuæ, 262.
Archigetes cryptobothrius, 481.
Argulus otolithi, 487.
A. trachynoti, 487.
A. violaceus, 265.
Armigeres (Leicesteria) dentatus, 271.
A. giveni, 378.
A. (Leicesteria) inchoatus, 271.
Arthrostoma, 263.
A. felineum, 263.
Ascocotyle plana, 482.
Ascotænia, 143.
Aspergillus mycetomi, 249.
A. nantæ, 250.
Athysanus vulnerans, 267.
Atrichopogon horni, 376.
Aulatopria, 383.
A. tucumana, 383.
Avitellina chalmersi, 258.
A. lahorea, 258.
A. sudanea, 258.

Babesiella carelica, 370.
Balantidium amygdalli, 256.
B. aragoi, 141.
B. bicavata, 256.
B. knowlesii, 141.
Ballardia, 379.
B. pallipes, 379.
Ballodora marceli, 481.
Bertiella fallax, 142.
Bezzia digramma, 271.
B. monacantha, 271.
B. phragmitis, 271.
Biacetabulum, 260.
B. infrequens, 260.
Bradypostrongylus, 483.
B. panamensis, 483.
Briarella risbeci, 487.
Bundleia, 371.
B. batypharyngea, 371.
Bütschlia nana, 371.
B. omnivora, 371.

Camallanus cotti, 483.
C. kirandensis, 483.
Candida mortifera, 369.
C. pelliculosa, 369.
Capillaria sentinosa, 373.
Capingens, 260.
C. singularis, 260.
Carcocystis cricetuli, 252.
Cardiocephalus, 262.
C. brandesii, 262.
Caryophyllæus gotoi, 258.
Casca parvipennis, 383.
Catharosia varicolor, 379.
Cellia evansi, 268.
C. rooti, 268.
Cepedea metcalfi, 256.
C. punjabensis, 256.
C. sialkoti, 256.
Cephalosporium niveolanosum, 249.
Ceratophyllus baikalensis, 485.
C. martinoi, 374.
C. tribulis, 375.
C. trispinus, 374.
Ceratopogon ixodoides, 380.
C. shimai, 486.
Cercaria bessiæ, 483.
C. flexicauda, 482.
C. laruei, 482.
C. laticaudata, 144.
C. longifurca, 482.
C. modicella, 482.
C. physæ, 483.
Chasmiellea polyzona, 270.
Chelonella ritchiei, 486.
Chiastopsylla mülleri, 375.
C. pitchfordi, 375.
Chilomastix muris, 255.
Chitinolepis, 141.
C. mjöbergi, 141.
Chitonorecta, 258.
C. agnosta, 258.
Chloromyxum cyprini, 253.
C. histolyticum, 252.
C. parasiluri, 253.
C. sphericum, 253.
C. thyrsites, 252.
Choanotænia falsifica, 258.
Cimex limai, 485.
Clavella devastatrix, 265.
C. invicta, 265.
Coccidium salamandræ atræ, 252.
Cocconema pediculis vestimenti, 370.
Controrchis, 482.
C. biliophilus, 482.
Corallobothrium fimbriatum, 258.
C. giganteum, 258.
Corethrella ananacola, 376.

Cotugnia fleari, 143.
Cotylurus, 262.
Crithidia spinigeri, 141.
Cruznema, 373.
C. cruznema, 373.
Cryptococcus interdigitalis, 249.
C. lacrymeatus, 249.
Cryptosporidium crotali, 140.
Ctenophthalmus agyrtes sardiniensis, 485.
C. breviatus, 374.
C. dahuricus, 486.
C. moratus, 375.
C. pollex, 374.
Ctenophyllus, 374.
Cucullanus australiensis, 263.
C. chrysophydis, 263.
C. gigi, 483.
C. tripapillatus, 262.
Culcitella bresslaui, 260.
Culex (*Lasiosiphon*) *adairi*, 271.
C. (? *Culiciomyia*) *atriceps*, 379.
C. bihamatus, 379.
C. (*Chœroporpa*) *curryi*, 376.
C. draconis, 381.
C. femineus, 379.
C. (*Lasiosiphon*) *kirkpatricki*, 486.
C. (*Chœroporpa*) *macaronensis*, 380.
C. (*Lophoceratomyia*) *navalis*, 379.
C. nigropunctatus, 378.
C. nudipalpis, 382.
C. (*Chœroporpa*) *opisthopus*, 271.
C. pavlovskyi, 486.
C. richteri, 381.
C. trifidus, 379.
C. vansomereni, 379.
Culicoides biscapus, 377.
C. winnertzi, 376.
Cycloposthium caudatum, 256.
C. cristatum, 256.
C. edentatum, 257.
C. magnum, 256.
C. minutum, 256.
C. piscicauda, 257.
C. scutigerum, 257.
C. vorax, 256.
Cymothoa vicina, 487.

Dactylogyrus crassus, 261.
D. formosus, 261.
D. minutus, 261.
D. wegeneri, 261.
Dasyhelea biunguis, 376.
D. estonica, 376.
D. saprophila, 376.
Dejeania gowdeyi, 381.
D. marshalli, 381.
Delopsylla crassipes, 375.
Deltokeras, 142.
D. ornitheios, 142.
Dermacentor birulai, 484.
D. everestianus, 266.
D. pavlovskyi, 267.
Dermatophilus lagrangei, 375.
Dermolecanium, 374.
D. migrans, 374.
Devescovina elongata, 371.
D. hilli, 255.
Dexia afra, 377.
D. orphna, 377.
D. uniseta, 377.
D. varivittata, 377.
D. venusta, 377.
Dicrocœlium kalmikensis, 144.
D. rossicum, 144.
Diorchis longicirrosa, 259.
Diphyllobothrium bresslaui, 260.
D. gracile, 260.
Diplodinium (*Polyplastron*) *bubali*, 371.
D. clevelandi, 141.
D. hegneri, 141.
D. helseri, 141.
D. minimum, 141.
Diplohelea, 377.
D. parvula, 377.
Diplopylidium fabulosum, 258.
D. fortunatum, 258.
D. monoophoroides, 372.
Dipylidium carracidoi, 371.
D. porimamillanum, 371.
Discomorpha equi, 256.
Doratopsylla birulai, 486.
Dracunculus globocephalus, 263.
Drepanorchis, 265.

Eccrinopsis sciaræ, 248.
Echeineibothrium julievarsium, 258.
E. maculatum, 258.
Echinobothrium benedeni, 481.
Echinochasmus dietzevi, 372.
Ectomyces, 250.
E. calotermi, 250.
Eimeria capreoli, 251.

E. cervi, 251.
E. cynomysi, 480.
E. dukei, 252.
E. furonis, 140.
E. gekkonis, 480.
E. ictidea, 140.
E. labbeana, 480.
E. lyruri, 251.
E. marmotæ, 251.
E. mephitidis, 480.
E. pythonis, 140.
E. rupicapræ, 252.
E. schaudinniana, 480.
E. soricinæ, 251.
E. stankovitchi, 480.
E. (?) travassoi, 370.
Encephalitozoon, 139.
E. negrii, 139.
E. chagasi, 250.
Endamœba disparata, 251.
E. majestas, 251.
E. sabulosa, 251.
E. simulans, 251.
Endolimax blattæ, 250.
Entamœba anatis, 250.
E. bobaci, 370.
E. capræ, 250.
E. dipodomysi, 140.
E. dreyfusi, 140.
E. thomsoni, 250.
E. varani, 251.
Enterobius nycticebi, 483.
Enteromonas fonsecai, 255.
E. lagostomi, 255.
E. wenyoni, 255.
Entodinium bimastus, 257.
E. elongatum, 257.
E. ovinum, 257.
Epibdella melleni, 261.
Epidinium lobatum, 371.
Eretmopodites silvestris, 381.
Ergasilus monodi, 487.
Euclinostomum, 372.
Euphorus sahlbergellæ, 383.
Eusimulium alticolum, 375.
E. canonicolum, 375.
E. callidum, 271.
E. congareenarum, 375.
E. dacotense, 375.
E. frisoni, 272.
E. minus, 375.
E. obtusum, 380.
E. pugetense, 375.
Eutorulopsis, 248.
Eutriatoma arthuri, 267.
Eutrichomastix aguti, 255.
E. rhinocrici, 370.
E. termitis, 371.

Fannia nidicola, 270.
Filaria malayi, 263, 373.
Finlaya subsimilis, 271.
Forcipomyia sanguinolenta, 376.
F. sphagnophila, 376.
Françaiella, 253.
F. caucasica, 253.
F. occidentalis, 253.
Frontonia branchiostomæ, 371.
Frontopsylla, 374.
F. semura, 374.
F. wagneri, 485.
Fusiformis grandis, 248.
F. hilli, 248.
F. legeri, 248.
F. lophomonadis, 248.
F. melolonthæ, 248.

Gastroxides atricinctus, 382.
Giardia beckeri, 141.
G. otomyis, 255.
G. suricatæ, 255.
G. xenopi, 255.
Glaphyrostomum sanguinolentum, 482.
Glenospora clapieri, 139.
Globidium tatusi, 252.
Glossidiella, 144.
G. ornata, 144.
Glossidium loossi, 143.
Grahamella cricetuli, 250.
Graphidium browni, 483.
Grayallia, 140.
G. quadrispina, 140.
Gregarina mirotermitis, 251.
Gregarinoides, 251.
G. locustanæ, 251.
Gymnoascus gypseum, 139.

Habromena dipterum, 373.
Hæmagogus (Hæmagogus) celeste, 271.
Hæmaphysalis angorensis, 267.
H. jezoensis, 266.
H. mjöbergi, 266.
H. otophila, 266.
H. tocopei, 266.

Hæmatopota angustisegmentatus, 382.
H. atrata, 268.
H. biroi, 269.
H. flavicornis, 269.
H. tenasserimi, 268.
Hæmatotrephus fodiens, 482.
Hæmocystidium tarentolæ, 251.
Hæmogregarina bitis, 252.
H. hortai, 252.
H. jujensis, 252.
H. lahillei, 140.
H. lepidosirenis, 252.
H. metachiri, 480.
H. psammophidis, 251.
Hæmoproteus mazzai, 252.
Halarachne miroungæ, 265.
Hannemania argentina, 266.
H. dunni, 485.
H. edwardsi, 484.
H. eltoni, 485.
H. hobdayi, 484.
H. newsteadi, 484.
H. pattoni, 485.
H. stephensi, 484.
Haptophrya michiganensis, 481.
Harmostomum dujardini, 483.
H. (Harmostomum) pellucidum, 372.
Hebesoma, 374.
H. violentum, 374.
Heligmosomoides glareoli, 373.
Helictometra, 143.
Heliconema vincenti, 140.
Henneguya wenyoni, 480.
Herpetomonas arctocoriæ, 254.
H. eristalis, 255.
H. (Leptomonas) michiganensis, 251.
Heterotyphlum, 262.
H. himantolophi, 262.
Hexamastix gryllotalpæ, 254.
Hexamitus pulcher, 141.
Himasthia incisa, 482.
Holoconops becquaerti, 376.
Holomastigotes magnum, 370.
Holomastogotoides cingulatum, 370.
Hormodendron algeriensis, 249.
H. langeroni, 249.
Hymenolepis birmanica, 259.
H. cebidarum, 260.
H. cercopitheci, 260.
H. falcata, 259.
H. falsata, 259.
H. fanatica, 259.
H. fructicosa, 259.
H. fructifera, 259.
H. furcifera, 259.
H. futilis, 259.
H. incognita, 259.
H. innominata, 259.
H. magnisaccis, 259.
H. magniuncinata, 259.
H. multihamata, 259.
H. parvicirrosa, 259.
H. parviuncinata, 259.
H. pauciannulata, 259.
H. pauciovata, 259.
H. porale, 259.
H. recurvirostroides, 259.
Hypocaryophyllæus, 260.
H. paratarius, 260.

Inermicapsifer otidis, 142.
Isospora cœlopeltis, 251.
I. laidlawi, 140.
Isotricha bubali, 371.
Isshikia trifasciata, 263.
Ixodes arvicolæ, 266.
I. festai, 266.
I. frequens, 266.
I. redikorzevi, 484.
I. theodori, 266.

Joyeuxia ægyptiaca, 259.
J. pasqualeiformis, 371.

Kalicephalus novæ-britanniæ, 262.
Kampia sphagnalis, 376.
Killigrewia, 142.
K. frivola, 142.
K. pamelæ, 142.
Klöckeria, 249.

Lada tanishi, 481.
Legerella hydropori, 252.
Leishmania capræ, 254.
Lemurphthirus, 267.
L. galagus, 267.
Lepidoselaga major, 270.
Leptoconops (Leptoconops) carteri, 379.
L. (Holoconops) hondurensis, 379.
Leptomonas pyraustæ, 254.
Leptopsylla pavlovskii, 486.
Leptotheca acheilognati, 252.
Lernænicus cerberus, 487.

Leucochloridium certhiæ, 143.
L. icteri, 143.
L. mniotiltæ, 143.
L. soræ, 143.
L. vireonis, 143.
Leucocytogregarina amadinæ, 251.
Lentospora gigi, 253.
L. kawabatæ, 253.
L. leucogobiana, 253.
Limaia, 267.
L. ruber, 267.
Limatus hoffmani, 269.
Linognathus panamensis, 267.
Lissamas mœstus, 270.
Litomosa burgosi, 262.
Livoneca turgidula, 487.
Lophoceratomyia bernardi, 380.
L. roubaudi, 380.
Lynchia bicorna, 380.
L. pollicipes, 380.
L. setosa, 380.
L. tuberculata, 380.
Lytocestoides, 481.
L. tanganyikæ, 481.

Macropostrongylus yorkei, 262.
Madurella ikedai, 249.
Megarhinus tucumanus, 379.
Memphisia brevicaudata, 373.
M. loxodontæ, 373.
M. soudanensis, 373.
Mesochorus melanothorax, 383.
Mesocestoides latus, 257.
M. variabilis, 258.
Mesocœlium meggitti, 372.
Mesopsylla tuschkan, 375.
Meteorus komensis, 383.
M. margaroniæ, 383.
Microbracon hancocki, 486.
M. kirkpatricki, 383.
Microdus crossi, 383.
Microfilaria iliaci, 264.
M. rojasi, 263.
M. tamborinii, 263.
M. turturæ, 264.
Microgaster kuchingensis, 382.
M. indicus, 382.
M. psaræ, 382.
M. tjibodas, 383.
Microtrombidium brumpti, 266.
Minutorchis, 482.
M. sanguineus, 482.
Mitraspora plecoglossi, 253.
Mitrocystis, 251.
Monilia buccalis, 249.
M. kenyaensis, 249.
M. onychophila, 139.
M. richmondi, 249.
Monobotrhium ingens, 260.
Monocystis mackiei, 254.
Murshidia longicaudata, 373.
Mucidus chrysogaster, 377.
Mucor mycetomi, 250.
Multitesticulata, 142.
M. ægyptica, 142.
Mycoderma galleriæ, 249.
Mycotorula muris, 249.
M. pulmonalis, 248.
M. tonsillæ, 369.
Myoxopsylla, 374.
Myxidium cruzi, 140.
M. fusiforme, 253.
M. fonsecai, 140.
M. gurgeli, 370.
M. ischikaniæ, 253.
M. uchiyamæ, 253.
Myxobolus cinhai, 140.
M. koi, 481.
M. pygocentris, 140.
M. uniporus, 253.

Nematostrongylus, 484.
N. planicipitis, 484.
Nemorius horvathi, 269.
Neoboldodimyia argentata, 270.
Neopsylla striata, 374.
N. pleskei, 486.
Neosentis cellatus, 373.
Neossos, 270.
N. marylandica, 270.
Neurocystis herpetii, 250.
Nocardia africana, 139.
N. pretoriana, 139.
N. transvalensis, 139.
Nosema graphosomæ, 252.
Nuttalia brasiliensis, 480.
Nyctotherus reniformis, 256.
N. travassoi, 141.

Octomitus ranæ, 255.
O. xenopi, 255.
Odhneriotrema, 372.

Oneilella analis, 384.
O. angusta, 383.
O. approximata, 384.
O. areolata, 382.
O. brevispicula, 384.
O. dimidiata, 384.
O. caudata, 383.
O. contracta, 384.
O. corpulenta, 382.
O. inclinata, 383.
O. latifascia, 383.
O. linearis, 384.
O. nigerensis, 384.
O. robusta, 384.
O. rufopetiolata, 382.
O. subquadrata, 382.
Oniscicula, 263.
O. oniscicula, 263.
Oochoristica brasiliensis, 260.
O. bresslaui, 260.
O. fibrata, 142.
O. figurata, 142.
O. fusca, 143.
Opalina sudafricana, 256.
Ophioptes parkeri, 485.
Ophiosoma, 262.
O. microcephalum, 262.
O. wedlii, 262.
Ophiotænia elongata, 260.
O. jarara, 259.
Ophryoscolex buissoni, 257.
Ophthalmopsylla, 375.
O. kukuschkini, 485.
O. volgensis, 375.
Opius agreutretæ, 383.
O. cosyræ, 383.
O. phæostigma, 383.
Origmatobothrium zschokkei, 258.
Ornithocoris toledoi, 485.
Ornithodorus gurneyi, 266.
O. nattereri, 266.
O. peringueyi, 266.
Ornithoica philippinensis, 380.
Oropsylla, 374.
O. ilovaiskii, 374.
Orthopodomyia flavicosta, 271.
O. flavithorax, 271.
Oscillaria bovis, 248.
Ostreobdella, 264.
O. kakibir, 264.
Oswaldocruzia molgeta, 484.
Oswaldoia collurionis, 144.
O. mosquensis, 144.
Otiodactylus, 267.
O. signatus, 267.
Oxyurus australasiæ, 264.

Pallisentis, 373.
P. umbellatus, 373.
Palpomyia adusta, 377.
P. brevicornis, 376.
P. bryocrypta, 377.
P. luteifemorata, 376.
P. murina, 377.
Paralichomolgus orbicularis, 487.
Paraspidodera sellsi, 263.
Parastrongyloides, 484.
P. winchesi, 484.
Penicillium linguæ, 249.
Pennella incerta, 487.
Pentorchis, 142.
P. arkteios, 142.
Perezia pyrausta, 252.
Petasiger nitidus, 482.
Philæmon skottsbergi, 264.
Phlebotomus araozi, 267.
P. chalami, 268.
P. christophersi, 380.
P. colabaensis, 268.
P. mazzai, 267.
P. newsteadi, 268.
P. palestinensis, 267.
P. panamensis, 267.
P. parroti, 268.
P. shortii, 268.
P. zi, 267.
Phorocera divergens, 381.
P. venusta, 381.
Phthirus gorillæ, 267.
Phyllobothrium dagnallium, 143.
P. ketæ, 372.
Physaloptera mydai, 262.
Phytomonas françai, 256.
Pillersium, 143.
P. owenium, 143.
Plagiorchis massino, 375.
P. potanini, 144.
Plasmodium cathemerium, 252.
P. inconstans, 252.
P. rouxi, 370.
P. tyrio, 370.
Platynosomum planicipitis, 483.
Plectops pruinosa, 270.
Pneumonœces neivai, 372.

Polymastix legeri, 254, 255.
Polyplax alaskensis, 267.
Praopsylla, 375.
P. powelli, 375.
Pretoriamyia, 377.
P. munroi, 377.
Pristocelus fumipennis, 384.
Procamallanus parasiluri, 483.
Prosapelma, 377.
P. cinerea, 377.
Prosimulium dicentum, 380.
P. dicum, 380.
P. exigens, 380.
P. magnum, 380.
P. novum, 380.
P. onychodactylum, 380.
P. pancerastes, 380.
Protohallia, 141.
Protoopalina nyanza, 256.
Protospirura marsupialis, 262.
Prototænia, 143.
Psilostomum lineatum, 482.
P. plicitum, 482.
P. varium, 482.
Psorophora chaquensis, 268.
P. paulli, 268.
Psylochrysops, 268.
P. unizona, 268.

Quilonia khalili, 264.
Q. loxodontæ, 264.
Q. magna, 264.

Raillietina (*Raillietina*) *baeri*, 260.
R. (*R.*) *calyptomenæ*, 142.
R. (*R.*) *celebensis*, 260.
R. fabralis, 142.
R. famosa, 142.
R. fatalis, 260.
R. fluxa, 261.
R. funebris, 261.
R. indica, 261.
R. (*R.*) *kordofanensis*, 261.
R. (*R.*) *lavieri*, 261.
Raphignathus youngi, 265.
Rhabdias labiata, 373.
Rhaconotus scirpophagæ, 383.
R. sudanensis, 383.
Rhabdochona anguillæ, 262.
R. paski, 483.
R. salvelini, 483.
Rhadinorhynchus exilis, 374.
Rhipicephalus pulchellus var. *humeralis*, 266.
R. schwetzi, 266.
R. theileri, 266.
Rhynchodinium, 254.
R. paradoxum, 254.
Rictularia mjöbergi, 483.
Rostropsylla, 374.

Sabethes argyronotum, 382.
S. longfieldæ, 382.
Saccharomyces cavernicula, 370.
S. pulmonalis, 369.
Sacculina atlantica, 265.
Sarcophaga diatraeæ, 377.
S. ohioensis, 380.
Sarcocystis anophelis, 370.
Sartorya, 139.
Scelio nikolskyi, 384.
S. uvarovi, 384.
Schizosaccharomyces hominis, 250.
Schizotænia hydrochœri, 481.
Schmardaella lutzi, 265.
Schöngastia madagascariensis, 484.
S. pillersi, 484.
Schrankia brasili, 263.
Scione aurea, 269.
S. costaricana, 269.
S. crassa, 269.
S. minuta, 269.
S. picta, 269.
S. punctata, 269.
Scyphophyllidium, 258.
Sergentella anthropopitheci, 250.
S. yakimovi, 250.
Sericophoromyia amplipilosa, 381.
S. conformis, 381.
S. sericea, 381.
Serromyia gelida, 271.
Setaria boulengeri, 263.
S. pillersi, 263.
S. poultoni, 263.
S. yorkei, 264.
S. southwelli, 263.
Silvius ceylonicus, 268.
S. piceus, 268.
Simulium faheyi, 377.
S. jacumbæ, 270.
S. kashmiricum, 379.
S. (*Odagmia*) *kondici*, 376.

S. perissum, 376.
S. piperi, 376.
S. (*Odagmia*) *ruficorne*, 271.
S. sayi, 376.
S. slossonæ, 376.
S. stevensoni, 379.
S. (*Wilhelmia*) *stylatum*, 271.
S. venator, 376.
S. vandalicum, 270.
Siridorhina körösicsomana, 269.
S. zernyi, 269.
Spaniopterus, 383.
S. crucifer, 383.
Spiniger domesticus, 267.
Spinitectus gigi, 483.
Spinoura onama, 263.
Spirocerca arctica, 263.
S. heydini, 262.
Spirocercella, 484.
S. braziliensis, 484.
Spirochæta normandi, 140.
S. pharyngitidis, 250.
Spirochona elegans, 371.
Sporotrichum lipsiense, 249.
Stephanonympha dogieli, 370.
Stibarobdella, 264.
S. superba, 264.
Stilobezzia lutacea, 376.
Stivalius rhæbus, 375.
S. spiramus, 375.
Stratiodrilus platensis, 484.
Strigea brasiliana, 261.
S. falconis, 261.
S. nugax, 261.
Sturmia abana, 378.
S. alacris, 378.
S. analis, 378.
S. completa, 378.
S. gilvoidis, 378.
S. instabilis, 378.
S. masakensis, 378.
S. natalensis, 378.
S. partitor, 378.
S. picturata, 378.
S. potina, 378.
S. rufina, 378.

Tabanus acallus, 270.
T. (*Therioplectes*) *altainus*, 268.
T. appendicifer, 270.
T. armenicus, 269.
T. basicallus, 269.
T. (*Lophotabanus*) *bifloccus*, 269.
T. bubbermani, 381.
T. cubanus, 269.
T. decoratus, 270.
T. destructus, 270.
T. (*Lophotabanus*) *dorsifloccus*, 269.
T. (*Lophotabanus*) *druyvesteijni*, 269.
T. esakii, 270.
T. flavifrons, 269.
T. floridanus, 269.
T. freyi, 269.
T. (*Therioplectes*) *holtzianus*, 270.
T. horvathi, 270.
T. indifferens, 270.
T. infamis, 268.
T. invalidus, 268.
T. lævigatus, 269.
T. (*Therioplectes*) *latus*, 270.
T. limbatus, 270.
T. loczyi, 268.
T. lucifer, 268.
T. matsumuræ, 270.
T. napaensis, 381.
T. pararufiventris, 381.
T. petiolatus, 269.
T. pictiventris, 268.
T. (*Callotabanus*) *sagittipalpis*, 270.
T. samoensis, 379.
T. semirufus, 268.
T. siebersi, 382.
T. sinensis, 269.
T. szechenyianus, 268.
T. (*Callotabanus*) *tenasserimi*, 270.
T. tibetanus, 269.
T. tiluensis, 381.
T. tsingvang, 269.
T. rubidoides, 270.
T. rufimedius, 268.
T. vuvang, 269.
T. wallacei, 270.
T. xanti, 270.
Tæniellopsis, 248.
T. orchestiæ, 248.
Tæniorhynchus (*Coquillettidia*) *novochraceus*, 271.
T. nikolskyi, 382.
Tarsopsylla, 374.
Telenomus biproruli, 384.
T. glabriscrobus, 384.
T. fariai, 383.
Tetraedrospora, 251.

T. sciaræ, 251.
Tetramastix swezyi, 254.
Tetratrichomastix citelli, 141.
Thelastomum caucasicum, 264.
T. crimense, 264.
Theobaldia borealis, 382.
T. hilli, 379.
T. kojevnikov, 382.
T. sylvestris, 486.
T. wassilievi, 382.
T. weindorferi, 379.
Thysanotænia incognita, 142.
Torula jeanselmei, 480.
Torulopsis bronchialis, 249.
T. conglobata, 369.
T. rotundata, 369.
T. sanniei, 249.
T. tonsillæ, 369.
T. varians, 369.
Toxoplasma wassilewsky, 253.
Trachelobdella okæ, 264.
Treponema hilli, 250.
Trichodina achatinæ, 257.
T. fariai, 481.
Trichomonas alexeieffi, 254.
T. anthropopitheci, 255.
T. aragoi, 254.
T. canistomæ, 254.
T. cynomysi, 254.
T. didelphidis, 254.
T. felistomæ, 254.
T. immsi, 255.
T. macaccovaginæ, 254.
T. megastoma, 255.
T. myoxi, 254.
T. mystromyis, 255.
T. trypanoides, 255.
T. vermiformis, 371.
Trichonympha chattoni, 255.
T. turkestanica, 370.
Trichophyton bodini, 139.
T. louisianicum, 249.
T. multicolor, 369.
Trichopsylla lotoris, 374.
Trishelea crassiforceps, 376.
T. longipalpis, 376.
T. magniforceps, 376.
Trombicula alleei, 265.
T. gymnodactyli, 265.
T. hirsti, 484.
T. hylæ, 265.
T. peruviana, 265.
T. yorkei, 484.
Trombidium hindustanicum, 265.
Trypanoplasma isidoræ, 255.
T. niræ-kohl-yakimov, 256.
Trypanosoma cricetuli, 256.
T. dabbenei, 255.
T. neveu-lemairei, 141.
Tunga travassoi, 374.
Turbatrix, 263.

Unicibilocularis mandleyi, 143.
Uranotænia annandalei, 271.
U. christophersi, 271.
U. colocasiæ, 381.
U. edwardsi, 271.
U. montana, 381.
U. orientalis, 271.
U. stricklandi, 271.

Vasotrema attenuatum, 372.
V. robustum, 372.
Viviania flava, 378.

Warrenius bifurcatus, 262.
Weinlandia ficticia, 142.
W. minutissima, 142.
W. solitaria, 142.

Xenopsylla hirsuta, 485.
X. piriei, 485.
X. sulcata, 485.
Xylocrypta copiosa, 377.

Yorkeria, 143.
Y. parva, 143.

Zenillia hargreavesi, 381.
Zschokkella parasiluri, 253.

Le Gérant : F. AMIRAULT.

Cahors, Imprimerie COUESLANT *(personnel intéressé)*. — 36.581

T. sciaræ, 251.
Tetramastix swezyi, 254.
Tetratrichomastix citelli, 141.
Thelastomum caucasicum, 264.
T. crimense, 264.
Theobaldia borealis, 382.
T. hilli, 379.
T. kojevnikov, 382.
T. sylvestris, 486.
T. wassilievi, 382.
T. weindorferi, 379.
Thysanotænia incognita, 142.
Torula jeanselmei, 480.
Torulopsis bronchialis, 249.
T. conglobata, 369.
T. rotundata, 369.
T. sanniei, 249.
T. tonsillæ, 369.
T. varians, 369.
Toxoplasma wassilewsky, 253.
Trachelobdella okæ, 264.
Treponema hilli, 250.
Trichodina achatinæ, 257.
T. fariai, 481.
Trichomonas alexeieffi, 254.
T. anthropopitheci, 255.
T. aragoi, 254.
T. canistomæ, 254.
T. cynomysi, 254.
T. didelphidis, 254.
T. felistomæ, 254.
T. immsi, 255.
T. maccacovaginæ, 254.
T. megastoma, 255.
T. myoxi, 254.
T. mystromyis, 255.
T. trypanoides, 255.
T. vermiformis, 371.
Trichonympha chattoni, 255.
T. turkestanica, 370.
Trichophyton bodini, 139.
T. louisianicum, 249.
T. multicolor, 369.
Trichopsylla lotoris, 374.
Trishelea crassiforceps, 376.
T. longipalpis, 376.
T. magniforceps, 376.
Trombicula alleei, 265.
T. gymnodactyli, 265.
T. hirsti, 484.
T. hylæ, 265.
T. peruviana, 265.
T. yorkei, 484.
Trombidium hindustanicum, 265.
Trypanoplasma isidoræ, 255.
T. niræ-kohl-yakimov, 256.
Trypanosoma cricetuli, 256.
T. dabbenei, 255.
T. neveu-lemairei, 141.
Tunga travassoi, 374.
Turbatrix, 263.

Unicibilocularis mandleyi, 143.
Uranotænia annandalei, 271.
U. christophersi, 271.
U. colocasiæ, 381.
U. edwardsi, 271.
U. montana, 381.
U. orientalis, 271.
U. stricklandi, 271.

Vasotrema attenuatum, 372.
V. robustum, 372.
Viviania flava, 378.

Warrenius bifurcatus, 262.
Weinlandia ficticia, 142.
W. minutissima, 142.
W. solitaria, 142.

Xenopsylla hirsuta, 485.
X. piriei, 485.
X. sulcata, 485.
Xylocrypta copiosa, 377.

Yorkeria, 143.
Y. parva, 143.

Zenillia hargreavesi, 381.
Zschokkella parasiluri, 253.

Le Gérant : F. AMIRAULT.

Cahors, Imprimerie COUESLANT *(personnel intéressé)*. — 36.581